



Sara Martins Paiva

Licenciatura em Biologia

Avaliação do uso de oligossacáridos na conservação pós-colheita de frutos

Dissertação para obtenção do Grau de Mestre em
Tecnologia e Segurança Alimentar

Orientador: Doutor Luís Filipe Goulão, Investigador
Auxiliar, Instituto de Investigação Científica Tropical
Co-orientador: Prof. Doutora Ana Lúcia Leitão,
Professora Auxiliar, Faculdade de Ciências e
Tecnologia da Universidade Nova de Lisboa

Júri:

Presidente: Prof. Doutora Benilde Simões Mendes
Arguente: Doutora Ana Cristina Martins Ramos
Vogal: Prof. Doutora Ana Lúcia Monteiro Durão Leitão



FACULDADE DE
CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
UNIVERSIDADE NOVA DE LISBOA

Setembro 2014



Sara Martins Paiva

Licenciatura em Biologia

Avaliação do uso de oligossacáridos na conservação pós-colheita de frutos

Dissertação para obtenção do Grau de Mestre em
Tecnologia e Segurança Alimentar



FACULDADE DE
CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
UNIVERSIDADE NOVA DE LISBOA

Setembro 2014

“Avaliação do uso de oligossacáridos na conservação pós-colheita de frutos” Sara Martins
Paiva, FCT/UNL Copyright ©

A Faculdade de Ciências e Tecnologia e a Universidade Nova de Lisboa têm o direito, perpétuo e sem limites geográficos, de arquivar e publicar esta dissertação através de exemplares impressos reproduzidos em papel ou de forma digital, ou por qualquer outro meio conhecido ou que venha a ser inventado, e de a divulgar através de repositórios científicos e de admitir a sua cópia e distribuição com objetivos educacionais ou de investigação, não comerciais, desde que seja dado crédito ao autor e editor.

Agradecimentos

Em primeiro lugar um grande agradecimento à *Kiwicoop* pela oferta dos kiwis, sem a qual não teria sido possível o desenvolvimento desta dissertação.

À Doutora Sandra Cabo Verde do Instituto Tecnológico e Nuclear pela ajuda essencial na irradiação dos polissacáridos e por se ter disponibilizado para qualquer ajuda futura que fosse necessária.

Ao Doutor Luís Filipe Goulão pela oportunidade que me deu em participar neste projeto, importante para a aquisição de novos conhecimentos e fundamentalmente na obtenção de experiência.

À Professora Ana Lúcia Leitão tenho de demonstrar o meu enorme agradecimento por estar sempre disponível, por me alertar para algumas questões importantes, pela partilha do conhecimento, pelo interesse e confiança manifestados, pela sua compreensão e pela forma humana como me ajudou nos momentos mais difíceis.

Aos colegas e companheiros de laboratório, pela ajuda, pela força e pelas vezes em que me fizeram companhia até mais tarde, pelos almoços e piqueniques, que nos divertiram fora dos momentos de trabalho e que contribuíram para nos tornarmos bons amigos.

Ao meu pai pela ajuda nos momentos mais difíceis, pelo seu positivismo, por todo o seu saber que me tem transmitido ao longo dos anos, histórias e conversas que têm sido essenciais nos momentos de escolha dos melhores caminhos a seguir na vida.

À minha mãe pela paciência que demonstrou ao longo destes meses, pelas conversas nos momentos mais difíceis, pela partilha da sua experiência de vida que me faz sempre alertar para o lado bom e mau das situações.

Aos meus outros familiares por toda a força e compreensão demonstrados.

Ao Nuno pelo seu companheirismo de sempre, pelas gargalhadas e risos mesmo nas alturas mais complicadas.

Durante todos estes meses foram muitas as pessoas que demonstraram a sua preocupação em saber como estava a correr esta fase da minha vida, a dissertação: os amigos e muitas vezes pessoas que tenho conhecido e com quem contactei poucas vezes. A todas elas devo um muito obrigado.

Resumo

Os frutos são altamente perecíveis, recorrendo-se à conservação em atmosferas refrigeradas, prolongando o tempo de vida e permitindo o transporte e colocação faseada no mercado, reduzindo os desperdícios. O stress oxidativo leva à produção de metabolitos e enzimas antioxidativas pelas células vegetais como defesa. Neste estudo testaram-se os oligossacáridos de alginato de sódio e quitosano, produzidos por irradiação dos polissacáridos. Assumiu-se a hipótese que, estes compostos biologicamente ativos de estrutura similar a produtos de degradação de polissacáridos de paredes celulares de plantas e fungos, simulem condições de stress, funcionando como moléculas sinalizadoras acionando respostas para manter a homeostasia redox. Estes compostos foram testados como potenciais alternativas para aumentar o tempo de vida dos frutos quando aplicados em conservação pós-colheita. Este efeito foi avaliado em kiwis em dois estados distintos de maturação. No estado menos avançado, foram usados oligossacáridos provenientes de ambos os compostos; o tratamento com oligossacáridos derivados de alginato de sódio foi mais eficaz, retardando significativamente a perda de firmeza. No estado mais avançado foram também tratados com soluções de polissacáridos; os polissacáridos e oligossacáridos provenientes de quitosano foram os mais eficazes, causando menor amolecimento da polpa. A capacidade antioxidante foi determinada nas amostras que tinham sido sujeitas à temperatura de refrigeração. O teste DPPH mostrou uma redução da capacidade antioxidativa dependendo do estado de maturação, oligossacárido utilizado e tempo de tratamento. A atividade de enzimas envolvidas no stress antioxidativo foi determinada nas amostras/tratamentos que revelaram diferenças significativas na firmeza. A atividade da peroxidase de ascorbato e da catalase foi significativamente ativada em resposta aos tratamentos aplicados em kiwis de maturação mais avançado; a atividade da polifenoloxidase não foi significativamente ativada. A análise sensorial mostrou que os tratamentos reduziram a aceitação pelo “painel de provadores”.

Palavras-chave: pós-colheita, maturação, kiwis, stress oxidativo, oligossacáridos, qualidade.

Abstract

Since fruits are highly perishable products, refrigerated atmospheres have been used as a conservation method, extending their shelf-life and allowing their transport and phased marketing, reducing losses. The oxidative stress leads to a production of antioxidant metabolites and enzymes by plant cells as a defense mechanism. In this study sodium alginate and chitosan oligosaccharides produced by irradiation of polysaccharides were tested. It was assumed the hypothesis that these active biological compounds, with similar structure to the degradation products of cell wall polysaccharides from plant and fungal, simulate stress conditions, functioning as signaling molecules, triggering responses to maintain the redox homeostasis. These compounds were tested as potential alternatives to increase fruit shelf life when applied in postharvest conservation. This effect was evaluated in kiwifruit in two distinct stages of maturation. In less advanced stage, oligosaccharides from both compounds were used; the treatment with oligosaccharides derived from sodium alginate was the most effective, significantly slowing the loss of firmness. Kiwifruits in more advanced stage were also treated with polysaccharide solutions; polysaccharides and oligosaccharides derived from chitosan were the most effective, causing less pulp softening. The antioxidant capacity was determined in samples which had been subjected to cold temperature. DPPH test showed a reduction of antioxidative capacity depending on the ripening stage, oligosaccharide used and treatment time. The enzymes activity involved in antioxidative stress was determined in samples/treatments which revealed significant differences in firmness. The ascorbate peroxidase and catalase activity was significantly activated in response to treatments applied in the more advanced stage of kiwifruit maturation; the polyphenol oxidase activity was not significantly activated. Sensory analysis showed that the treatments reduced the "taste panel" acceptance.

Keywords: postharvest, ripening, kiwifruits, oxidative stress, oligosaccharides, quality.

Índice de matérias

	Pág.
Agradecimentos.....	VII
Resumo	IX
Abstract	XI
Índice de figuras	XVII
Índice de tabelas.....	XIX
Lista de abreviaturas e siglas	XXI
1. Introdução.....	1
1.1. Conservação dos alimentos e sua importância.....	1
1.1.1. Maturação dos frutos	2
1.1.2. Regulação molecular da maturação	4
1.1.3. Conservação pós-colheita dos frutos.....	5
1.1.4. Vantagens e inconvenientes associados à utilização da refrigeração na conservação pós-colheita.....	6
1.2. Frutos subtropicais	8
1.2.1. Importância do kiwi	8
1.2.1.1. Classificação botânica e origem	9
1.2.1.2. Composição química e nutricional	9
1.2.1.3. Modificações que ocorrem durante a maturação.....	11
1.3. Parâmetros da qualidade alimentar.....	12
1.3.1. Análise objetiva.....	12
1.3.1.1. Características organoléticas dos frutos	12
1.3.1.1.1. Cor.....	12
1.3.1.1.2. Textura.....	13
1.3.1.1.3. Sólidos solúveis	14
1.3.1.1.4. Acidez titulável	14
1.3.1.1.5. Potencial hidrogeniônico (pH).....	14
1.3.1.2. Capacidade antioxidante	14
1.3.2. Análise sensorial ou subjetiva	15
1.4. O papel das enzimas do sistema antioxidante.....	16
1.4.1. Peroxidase de ascorbato.....	17
1.4.2. Catalase	18
1.4.3. Polifenoloxidase.....	19
1.5. Papel dos polissacáridos e oligossacáridos na estrutura e nos processos de sinalização da parede celular	20
1.6. Potencial da aplicação de polissacáridos e de oligossacáridos em conservação pós-colheita	23

1.6.1.	Alginato de sódio	23
1.6.2.	Quitosano	24
1.7.	Objetivos	25
2.	Materiais e Métodos	27
2.1.	Material vegetal	27
2.2.	Obtenção dos oligossacáridos	28
2.2.1.	Verificação do produto de irradiação dos compostos alginato de sódio e quitosano por viscosimetria	28
2.3.	Tratamentos com oligossacáridos em pós-colheita de kiwi.....	28
2.4.	Avaliação dos parâmetros de qualidade.....	30
2.4.1.	Cor	30
2.4.2.	Textura	30
2.4.3.	Teor em sólidos solúveis.....	31
2.4.4.	Acidez e pH	31
2.4.4.1.	Acidez titulável	31
2.4.4.2.	pH.....	32
2.5.	Polifenóis totais e capacidade antioxidante	32
2.5.1.	Preparação dos extratos de kiwi.....	32
2.5.2.	Determinação dos polifenóis totais	32
2.5.3.	Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo catião radical ácido 2,2'-azino-bis[3-etilbenzotiazolino-6-sulfônico] (ABTS ⁺)	33
2.5.4.	Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH)	34
2.6.	Determinação de atividades enzimáticas de famílias candidatas.....	35
2.6.1.	Extração de proteínas solúveis.....	35
2.6.2.	Quantificação da proteína total.....	35
2.6.3.	Peroxidase de ascorbato.....	36
2.6.4.	Catalase	37
2.6.5.	Polifenoloxidase.....	37
2.7.	Análise sensorial	37
2.8.	Análise estatística.....	38
3.	Resultados	39
3.1.	Verificação do produto de irradiação dos compostos alginato de sódio e quitosano pelo método viscosimétrico.....	39
3.2.	Avaliação dos parâmetros de qualidade.....	39
3.2.1.	Caracterização de base dos frutos ensaiados	40
3.2.2.	Cor	41
3.2.2.1.	Cor da pele	41
3.2.2.1.1.	Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	41

3.2.2.1.1.1. Temperatura ambiente.....	41
3.2.2.1.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	42
3.2.2.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	44
3.2.2.1.2.1. Temperatura ambiente.....	44
3.2.2.1.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	46
3.2.2.2. Cor da polpa	48
3.2.2.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	48
3.2.2.2.1.1. Temperatura ambiente.....	48
3.2.2.2.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	51
3.2.2.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	52
3.2.2.2.2.1. Temperatura ambiente.....	52
3.2.2.2.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	53
3.2.3. Textura	54
3.2.3.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	54
3.2.3.1.1. Temperatura ambiente	54
3.2.3.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	55
3.2.3.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	55
3.2.3.2.1. Temperatura ambiente	55
3.2.3.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	56
3.2.4. Sólidos solúveis	57
3.2.4.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	57
3.2.4.1.1. Temperatura ambiente	57
3.2.4.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	57
3.2.4.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	58
3.2.4.2.1. Temperatura ambiente	58
3.2.4.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	58
3.2.5. Acidez.....	59
3.2.5.1. pH.....	59
3.2.5.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	59
3.2.5.1.1.1. Temperatura ambiente.....	59
3.2.5.1.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	60
3.2.5.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	60
3.2.5.1.2.1. Temperatura ambiente.....	60
3.2.5.1.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	60
3.2.5.2. Acidez titulável	61
3.2.5.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	61
3.2.5.2.1.1. Temperatura ambiente.....	61
3.2.5.2.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	61

3.2.5.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	62
3.2.5.2.2.1. Temperatura ambiente.....	62
3.2.5.2.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)	63
3.3. Polifenóis totais e capacidade antioxidante	63
3.3.1. Determinação dos polifenóis totais	64
3.3.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	64
3.3.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	64
3.3.2. Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo catião radical (ABTS ⁺) ..	65
3.3.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	65
3.3.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	65
3.3.3. Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo DPPH.....	66
3.3.3.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	66
3.3.3.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	66
3.4. Determinação das atividades Enzimáticas	67
3.4.1. Atividade da peroxidase de ascorbato	67
3.4.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	67
3.4.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	68
3.4.2. Atividade da catalase	69
3.4.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	69
3.4.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	69
3.4.3. Atividade da polifenoloxidase	70
3.4.3.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado.....	70
3.4.3.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado.....	71
3.5. Análise sensorial	71
4. Discussão	77
5. Conclusão.....	87
6. Bibliografia	89
ANEXO 1	99
ANEXO 2.....	103

Índice de figuras

	Pág.
Figura 1.1: Representação das características necessárias para garantir a qualidade alimentar.....	2
Figura 1.2: Processo de maturação dos frutos climatéricos e não-climatéricos.	5
Figura 1.3: Produção de kiwis nos cinco continentes individualizadamente.....	8
Figura 1.4: Evolução da produção de kiwis em Portugal, entre 2000 e 2012.....	9
Figura 1.5: Escalas de cor usadas na indústria alimentar.	13
Figura 1.6: Esquemática dos principais fatores que contribuem para a análise sensorial ou subjetiva.	16
Figura 1.7: Efeito da concentração do substrato na atividade enzimática e a velocidade da reação.	17
Figura 1.8: Reação que ocorre na presença da enzima APX.	18
Figura 1.9: Reações que ocorrem na presença das enzimas: catecol oxidase (a) e tirosinase (b).....	19
Figura 1.10: Representação esquemática do mecanismo de defesa das plantas e/ou frutos com ativação dos oligossacáridos.....	22
Figura 1.11: Representação da estrutura das unidades G e M do alginato de sódio.	24
Figura 1.12: Modelo de formação do polissacárido quitosano a partir de quitina.	25
Figura 2.1: Aspeto geral de alguns procedimentos experimentais.....	27
Figura 2.2: Esquema representativo dos ensaios de qualidade dos kiwis em estado de maturação menos e mais avançado.	29
Figura 2.3: Processo de recolha das amostras.	30
Figura 2.4: Medição da textura dos kiwis com um texturómetro.	31
Figura 2.5: Medição dos sólidos solúveis, usando um refratómetro.	31
Figura 2.6: Reta de calibração do ácido gálico para quantificação dos polifenóis totais, pelo método de <i>Folin-Ciocalteu</i>	33
Figura 2.7: Reta de calibração do ácido ascórbico para quantificação da capacidade antioxidante, pelo método ABTS ⁺	34
Figura 2.8: Reta de calibração do trolox para quantificação da capacidade antioxidante, pelo método DPPH.	34
Figura 2.9: Colunas para dessalinização das amostras, no processo de purificação das proteínas.	35
Figura 2.10: Reta de calibração da BSA para determinação dos valores de proteína total.	36
Figura 2.11: Gráfico da reta de calibração do ácido ascórbico na presença de tampão pH 7,8, para determinação dos valores finais da enzima APX.	36
Figura 2.12: Gráfico da reta de calibração da BSA na presença de tampão pH 7,8, para determinação dos valores finais de enzima CAT.	37
Figura 2.13: Representação da análise sensorial, com a ficha e as amostras usadas.	38
Figura 3.1: Percentagens de redução de viscosidade obtidas dos compostos irradiados relativamente aos não-irradiados.	39
Figura 3.2: Variação do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.....	42
Figura 3.3: Variação do parâmetro L* da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C)	43
Figura 3.4: Variação do parâmetro L* da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.	44
Figura 3.5: Variação do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.....	45
Figura 3.6: Variação do parâmetro L* da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	47
Figura 3.7: Variação do parâmetro matiz da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	48
Figura 3.8: Variação do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.	49

Figura 3.9: Variação do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.....	50
Figura 3.10: Variação do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	51
Figura 3.11: Variação do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).....	55
Figura 3.12: Variação do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C)..	56
Figura 3.13: Variação do parâmetro pH após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.....	59
Figura 3.14: Variação do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.....	62
Figura 3.15: Concentrações da capacidade antioxidante (DPPH) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	67
Figura 3.16: Valores da atividade enzimática da enzima APX, nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado..	68
Figura 3.17: Valores da atividade enzimática da CAT, nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado.....	70
Figura 3.18: Valores da atividade enzimática da PPO, nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado.....	71
Figura 3.19: Percentagem da quantidade de homens e mulheres que participaram na análise sensorial e das suas idades.	72
Figura 3.20: Média de cada parâmetro sensorial avaliado no teste para cada amostra.	72
Figura 3.21: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “cor”.....	73
Figura 3.22: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “aroma”	73
Figura 3.23: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “textura (firmeza)”	74
Figura 3.24: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “textura (suculência)”	74
Figura 3.25: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “sabor (acidez)”	75
Figura 3.26: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “sabor (doçura)”	75
Figura 3.27: Médias das frequências relativas das respostas para a pergunta sobre a preferência. ..	76

Índice de tabelas

	Pág.
Tabela 1.1: Composição dos componentes principais do kiwi e a quantidade em vitaminas e minerais.....	10
Tabela 3.1: Caracterização do material vegetal usado (parâmetros de qualidade).	40
Tabela 3.2: Valores do parâmetro L* da pele, após colocação dos kiwis tratados, em estado de maturação menos avançado, à temperatura ambiente.	41
Tabela 3.3: Valores do parâmetro matiz da pele, após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente	42
Tabela 3.4: Valores do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C)	43
Tabela 3.5: Valores do parâmetro matiz da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	44
Tabela 3.6: Valores do parâmetro matiz da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.	46
Tabela 3.7: Valores do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis em estado de maturação mais avançada à temperatura de refrigeração (1°C).	47
Tabela 3.8: Valores do parâmetro matiz da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.	50
Tabela 3.9: Valores do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	51
Tabela 3.10: Valores do parâmetro matiz da polpa, após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	52
Tabela 3.11: Valores do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.	52
Tabela 3.12: Valores do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.....	53
Tabela 3.13: Valores do parâmetro matiz da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.	53
Tabela 3.14: Valores do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C)..	53
Tabela 3.15: Valores do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).....	54
Tabela 3.16: Valores do parâmetro matiz da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	54
Tabela 3.17: Valores do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.	54
Tabela 3.18: Valores do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente	56
Tabela 3.19: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.	57
Tabela 3.20: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	57
Tabela 3.21: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.	58
Tabela 3.22: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C)	58
Tabela 3.23: Valores do parâmetro pH após colocação dos kiwis em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	60
Tabela 3.24: Valores do parâmetro pH após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente.....	60

Tabela 3.25: Valores do parâmetro pH após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).....	61
Tabela 3.26: Valores do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente.....	61
Tabela 3.27: Valores do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	62
Tabela 3.28: Valores do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	63
Tabela 3.29: Caracterização do material vegetal usado (polifenóis totais e capacidade antioxidante).	63
Tabela 3.30: Valores das concentrações dos polifenóis totais após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	64
Tabela 3.31: Valores das concentrações dos polifenóis totais após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	64
Tabela 3.32: Valores das concentrações da capacidade antioxidante (ABTS ⁺) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	65
Tabela 3.33: Valores das concentrações da capacidade antioxidante (ABTS ⁺) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	65
Tabela 3.34: Valores das concentrações da capacidade antioxidante (DPPH) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C).	66
Tabela 3.35: Valores da atividade enzimática da APX, em kiwis em estado de maturação menos avançado passados 56 dias da aplicação dos tratamentos.....	68
Tabela 3.36: Valores da atividade enzimática da CAT, em kiwis em estado de maturação menos avançado passados 56 dias da aplicação dos tratamentos.....	69
Tabela 3.37: Valores da atividade enzimática da PPO, em kiwis em estado de maturação menos avançado passados 56 dias da aplicação dos tratamentos.....	70
Tabela 4.1: Resumo coletivo dos resultados obtidos neste trabalho para a temperatura ambiente, relativamente à comparação entre o tempo, os tratamentos e os controles..	78
Tabela 4.2: Resumo coletivo dos resultados obtidos neste trabalho para a temperatura de refrigeração (1°C), relativamente à comparação de entre o tempo, os tratamentos e os controles.....	79

Lista de abreviaturas e siglas

ABA – ácido abscísico

ABTS - ácido 2,2'-azino-bis[3-etilbenzotiazolino-6-sulfónico]

APX - peroxidase de ascorbato

AVRDC – *Asian Vegetable Research and Development Center - The World Vegetable Center*

BSA – albumina do soro bovino

CAT – catalase

DPPH - 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo

DTT- ditionitrito

EDTA - ácido etilenodiaminotetracético

FAO - *Food Agricultural Organization of the United Nations*

FDA - *Food and Drug Administration*

H₂O₂ - peróxido de hidrogénio

HO· - radical hidroxilo

IAA - auxina livre

IAA-ácido aspártico –auxina livre conjugada com ácido aspártico

L-DOPA - L-3,4-dihidroxifenilalanina

O₂ – oxigénio

O₂^{·-} - radical superóxido

pH - Potencial hidrogeniónico

PHF - *Potentially Hazardous Foods*

PMSF - fluoreto de fenil-metil-sulfonilo

ROS – espécies reativas de oxigénio

SOD - superóxido dismutase

UNECE – *United Nations Economic Commission for Europe*

WFS – *World Food Summit*

1. Introdução

1.1. Conservação dos alimentos e sua importância

Segundo a *Food Agricultural Organization of the United Nations*, a população mundial em 2030 atingirá cerca de oito bilhões e meio de pessoas, o que exigirá um aumento significativo na quantidade de alimento disponível para garantir a segurança alimentar à escala global. A componente nutricional foi recentemente introduzida no conceito de segurança alimentar, devendo acompanhar estas preocupações e ter implicações na natureza dos alimentos que compõem as dietas (FAOSTAT, 2014a).

A *World Food Summit* refere que “A segurança alimentar existe quando todas as pessoas, em todos os tempos têm acesso físico e económico a alimentos suficientes, seguros e nutritivos, de forma a satisfazer as suas necessidades dietéticas e preferências alimentares para uma vida ativa e saudável” (WFS, 1996).

Quando está assegurada a disponibilidade e o acesso aos alimentos, o conceito de segurança alimentar é crucial nos sistemas de produção e de manipulação que servem os consumidores de todo o mundo; visa a proteção contra a possível contaminação dos produtos alimentares por parte de ameaças biológicas; está relacionada com a preservação e processamento, aditivos, embalagem e regulação governamental (Vaclavik & Christian, 2008a). Estes aspetos estão relacionados com a presença de microrganismos produtores de toxinas e causadores de doenças, presentes nos alimentos animais e vegetais, sendo designados pela *Food and Drug Administration* (FDA) como alimentos potencialmente perigosos (*Potentially Hazardous Foods* (PHF)) (Vaclavik & Christian, 2008b).

O consumo de frutos e vegetais, essenciais no fornecimento de vitaminas, minerais e fibra dietética contribui decisivamente para a componente de Segurança Nutricional (FAO, 2003a). Nestes produtos altamente perecíveis, as perdas que ocorrem no período pós-colheita atingem 30-40% do total da produção, mesmo em países desenvolvidos que recorrem a equipamentos de refrigeração para transporte e conservação (FAO, 2014).

Numa outra perspetiva, em países onde as questões de disponibilidade e acesso aos alimentos, incluindo aqueles ricos em compostos nutritivos, não constituem um problema para a maioria da população, os consumidores têm cada vez mais curiosidade em experimentar novas variedades de frutos e vegetais. Este facto tem levado a maiores trocas comerciais entre os países, com positivo impacto económico, exigindo formas de conservação e transporte eficazes, com baixas percentagens de perdas (FAO, 2003a).

A qualidade dos produtos é essencial para os supermercados, mercados regionais e mercados internacionais, assim sendo, é necessário um maior conhecimento e desenvolvimento de tecnologias de manipulação pós-colheita e/ou processamento, de forma a evitar perdas quantitativas e qualitativas (AVRDC, 2007). Segundo Vaclavik & Christian (2008c), a qualidade pode ser definida

como o grau de excelência de um alimento e inclui as características organoléticas e de qualidade nutricional, assim como os testes bacteriológicos, de forma a garantir a segurança alimentar e, conseqüentemente, a aceitabilidade do consumidor.

As técnicas de conservação dos alimentos têm vindo a evoluir no sentido de maximizar a satisfação do consumidor, de forma a manter os frutos e os vegetais com as suas características organoléticas originais, elevando a qualidade do produto (Goula & Lazarides, 2012). Na **Figura 1.1** é mostrado um esquema geral que resume as características necessárias para garantir a qualidade alimentar.

Para se atingirem os objetivos desejados devem existir incentivos legais para facilitar e/ou incentivar a utilização e administração dos recursos humanos, económicos, técnicos e científicos, de forma a evitar a deterioração dos produtos e a prevenir as perdas resultantes que acarretarão custos elevados. Devem ser adotados melhoramentos nos processos de conservação aplicados durante o pré-processamento, o transporte, o embalamento e o armazenamento, de forma a melhorar as características organoléticas e a estender o tempo de vida do produto, evitando as perdas associadas (FAO, 2003a).

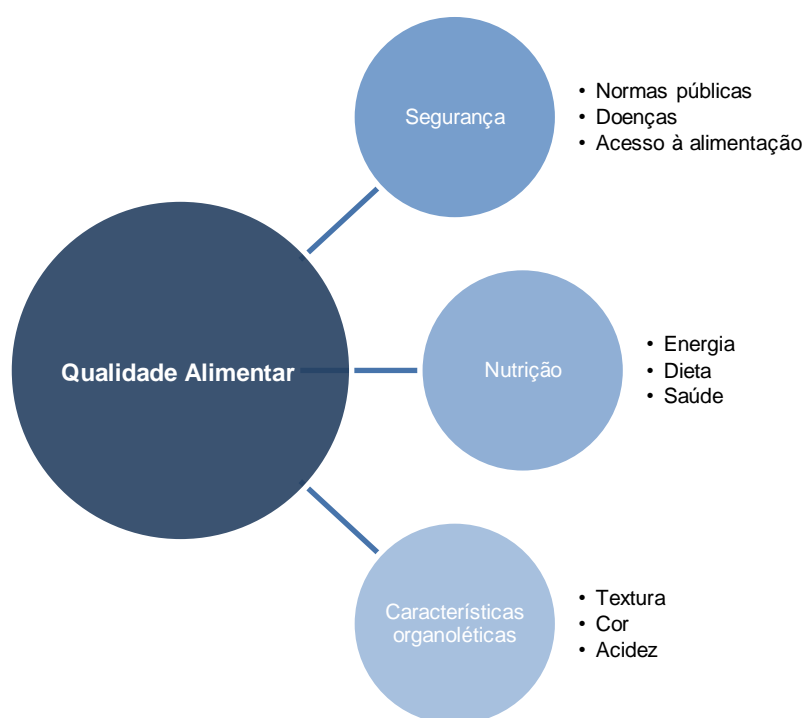


Figura 1.1: Representação das características necessárias para garantir a qualidade alimentar. Adaptada de FAO (2003b); Vaclavik & Christian (2008a) e Vaclavik & Christian (2008c).

1.1.1. Maturação dos frutos

O fruto é um ovário maduro existindo em plantas com flor, designadas por angiospérmicas (Palma *et al.*, 2011). A sua estrutura deriva de um único ovário (como a maçã, o abacate ou a manga)

ou de ovários separados que se juntaram (como as amoras) ou de várias flores que se juntaram numa única estrutura (como o abacaxi) (Ferguson & Gould, 1999).

Do ponto de vista biológico e evolutivo, a maturação tem como objetivo a dispersão dos embriões das plantas. Houve uma adaptação evolutiva, através da produção de um revestimento da semente (camada extra de proteção), e através da produção de uma camada protetora adicional, o fruto, que se forma a seguir à fecundação, com desenvolvimento da parede do ovário, específica das angiospérmicas (Ringer, 2008). A maturação do fruto é uma forma de favorecer a dispersão das sementes, tornando-o saboroso e atrativo para os frutívoros (Goulão & Oliveira, 2008; Ringer, 2008). A dispersão das sementes é também auxiliada pelo vento (Ringer, 2008).

Durante o desenvolvimento do fruto a parede do ovário forma o pericarpo que, quanto ao tipo, pode ser seco ou carnudo. O fruto seco apresenta um pericarpo com baixo teor em água, quando maduro, e possui uma textura rija (como a bolota). O fruto carnudo possui um pericarpo suculento e dele fazem parte a baga (como a uva), a drupa (como o pêssago) e o pomo (como a pera). Pode ainda diferir quanto à abertura, designando-se por deiscente ou indeiscente. Deiscente é aquele que se abre para libertar as sementes maduras, como a pinha e a maior parte das leguminosas. Indeiscente é aquele que não abre espontaneamente mantendo as suas sementes no pericarpo, como na cariopse da cevada. O pericarpo divide-se em três estruturas: o exocarpo (pele do fruto, que desenvolve uma cutícula que pode possuir pelos grossos (no caso do kiwi) ou pelos finos (no caso do pêssago) e que permite as trocas gasosas entre o interior e o exterior), o mesocarpo (polpa do fruto, onde estão localizadas as células grandes do parênquima e a rede vascular principal) e o endocarpo (camadas de células interior, que confere proteção às sementes (no caso do pêssago)). A forma final do fruto depende da posição e do número e tipo de componentes dos órgãos florais e da diferenciação e crescimento dos diferentes tecidos (Ferguson & Gould, 1999).

Do ponto de vista hortícola, comercial e económico, o processo de maturação confere atributos positivos e negativos aos frutos. O sabor e a cor são características, que ao longo do tempo, vão evoluindo favoravelmente, mas, pelo contrário, as alterações na textura tornam-se suscetíveis ao ataque de patógenos e são desagradáveis ao consumidor nos estados mais avançados de maturação, após longos períodos de armazenamento, o que limita muito o tempo de vida que os frutos podem permanecer armazenados e promovem a ocorrência de danos físicos durante a manipulação e o transporte (Goulão & Oliveira, 2008).

A maturação é a fase final do desenvolvimento dos frutos e envolve alterações metabólicas na bioquímica, na fisiologia e na expressão génica; assim, decorrem processos como: a degradação da clorofila e biossíntese de pigmentos (carotenoides e antocianinas), a conversão do amido em açúcares simples, o relaxamento da parede celular (levando ao amolecimento da polpa), a diminuição dos ácidos orgânicos e a produção de compostos voláteis (Goulão & Oliveira, 2008; Vaclavik & Christian, 2008b; Palma *et al.*, 2011). Sucede-se a perda de pressão de turgescência; modificações na relação entre o simplasto e o apoplasto; a modificação e/ou remoção dos vários polissacáridos ocorrendo rearranjos entre as associações de pectinas, celuloses e hemiceluloses, levando à perda de resistência mecânica das células; ocorre a solubilização da pectina, com separação da sua matriz, que resulta da perda de coesão entre células, da perda de resíduos glicosil, da perda de alguns

açúcares, que estão associados às cadeias laterais das pectinas, como no caso da galactose (em frutos como o tomate, o pêssgo, o melão e a maçã), da arabinose e da xilose (em frutos como as peras e os alperces respetivamente) e o aumento da atividade da galacturonase, responsável pela solubilização e degradação da pectina. Tudo isto resulta na dissolução da região da lamela média rica em pectina, que causa um aumento do caráter hidrofílico das células, que aumentam de tamanho (Goulão & Oliveira, 2008).

Estas modificações diferem de espécie para espécie, consoante os frutos são climatéricos ou não-climatéricos, conferindo diferentes cores, sabores, aromas e texturas (Goulão & Oliveira, 2008; Vaclavik & Christian, 2008b; Palma *et al.*, 2011). Diferentes genótipos dentro da mesma espécie podem inclusivamente apresentar variações significativas na regulação do seu padrão de amadurecimento (Goulão & Oliveira, 2008).

1.1.2. Regulação molecular da maturação

As hormonas vegetais ou fito-hormonas são moléculas essenciais na regulação da maturação dos frutos, atuando como sinais, que ao nível celular induzem respostas, que vão causar alterações no seu desenvolvimento. O etileno é uma fito-hormona relacionada com a maturação e é regulada por processos de sinalização que diferem entre frutos climatéricos e não-climatéricos (**Figura 1.2**).

Em frutos climatéricos, a maturação evolui principalmente devido ao aumento da produção da hormona etileno, que é acompanhada por um grande aumento da taxa respiratória (que consiste num processo catalítico, com produção de moléculas essenciais ao desenvolvimento da maturação); assim que o fruto começa a entrar em senescência a quantidade de etileno e de CO₂ diminuem (exemplos: banana, kiwi e tomate). Em frutos não climatéricos não há aumento da produção de etileno, embora ocorram igualmente alterações na textura ou no sabor (exemplos: citrinos, morangos e uvas) (Palma *et al.*, 2011); a taxa respiratória decai de forma lenta e constante (Bieleski & MacRae, 1999).

Além do etileno existem outras hormonas relacionadas com a maturação. No tomate, pimenta, banana, melão e morango, a auxina livre (IAA) diminui antes do início da maturação e, ao mesmo tempo, a sua forma conjugada (IAA-ácido aspártico) aumenta; a sobreexpressão do gene responsável por esta conjugação causa um atraso da maturação. O ácido abscísico (ABA) fomenta a acumulação do açúcar em frutos carnudos, como os morangos e as uvas, promovendo a progressão da maturação. A giberelina em morangos causa um atraso na maturação, retardando o aparecimento da cor vermelha (Osorio *et al.*, 2013).

A parede celular das células vegetais contém enzimas que modificam os polissacáridos que lá se encontram, degradando-os, alterando a viscosidade da matriz ou os padrões de ligação entre as hemiceluloses e as celuloses com, consequente, desagregação dos componentes celulares. As alterações que estas enzimas provocam na célula vegetal, são responsáveis pelo desenvolvimento da maturação, afetando o bom funcionamento celular dos frutos. O momento, a velocidade e a extensão das modificações catalisadas pelas enzimas variam com a espécie de fruto. A ação das enzimas de modificação da parede celular depende do tipo de substrato que os polissacáridos usam

e classificam-se em pectolíticas e não pectolíticas. As enzimas pectolíticas são responsáveis por partir ou modificar os polissacáridos e removem os açúcares das cadeias laterais das pectinas; entre elas estão as endo e exo-poligalacturonases, as liases pécticas, as pectinas metilesterases, as pectinas acetilesterases, as β -galactosidases e as α -L-arabinofurosídes. As enzimas não-pectolíticas causam modificações nas hemiceluloses e entre elas estão as endo-1,4- β -xilanas, as β -xilanas, as xiloglucano endotransglicosídes/hidrolases e as expansinas (Goulão *et al.*, 2010).

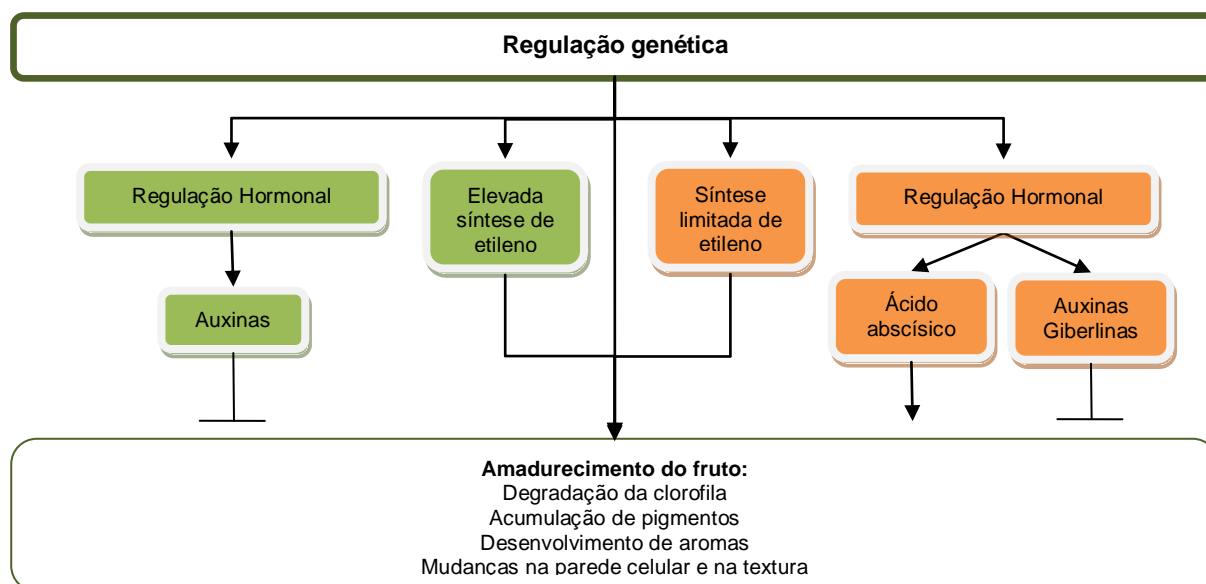


Figura 1.2: Processo de maturação dos frutos climatéricos e não-climatéricos. A cor verde corresponde ao que ocorre com os frutos climatéricos e a cor laranja corresponde ao que ocorre com os frutos não-climatéricos. Adaptada de Osorio e colaboradores (2013).

1.1.3. Conservação pós-colheita dos frutos

A deterioração dos frutos em pós-colheita é um dos motivos principais pelas perdas económicas ao longo da cadeia de produção: durante o manuseamento, embalagem, transporte e armazenamento. Estes danos dependem da espécie, da variedade e do grau de maturação à colheita. Durante a pós-colheita, alguns patogénicos podem infetar os frutos: o *Colletotrichum gloeosporioides*, em manga, papaia e abacate e *Colletotrichum musae*, em banana, que causam antracnose após a maturação; o *Botrytis cinerea*, em morangos, que causa apodrecimento dos tecidos, durante o armazenamento; *Lasioidiplodia theobromae* e *Phomopsis citri*, em citrinos, que causam infeções na região final do caule no fruto. Dependendo da doença, os fungicidas podem ser aplicados antes e após a colheita (Sivakumar & Bautista-Baños, 2014). No entanto, a fim de substituir este método, podem ser utilizadas atmosferas controladas durante o armazenamento (Guo *et al.*, 2014); agentes biológicos de controlo (Janisiewicz *et al.*, 2001); carbonatos, bicarbonatos (Smilanick *et al.*, 1999) e sorbato de potássio (Palou *et al.*, 2002), como agentes de conservação alimentar; exposição ao ozono (Palou *et al.*, 2003); tratamentos com calor (Fallik *et al.*, 1999) ou com frio

(Tavarini *et al.*, 2008); óleos essenciais (Yao & Tian, 2005; Tzortzakis, 2007); irradiação UV-C (Wilson *et al.*, 1997); micro-ondas (Karabulut, & Baykal, 2002) e quitosano (Ghaouth *et al.*, 1992).

Em casos extremos os perigos biológicos: bactérias, vírus e fungos podem levar ao aparecimento de doenças nos consumidores e o seu desenvolvimento difere consoante as condições exteriores em que estão inseridos: temperatura, presença ou ausência de oxigénio, pH, atividade da água e nutrientes (Vaclavik & Christian, 2008a). No caso dos frutos e vegetais é importante a lavagem dos produtos armazenados, mesmo que digam que estão prontos a serem consumidos (Vaclavik & Christian, 2008b).

O momento da colheita depende da espécie dos frutos. Os frutos climatéricos amadurecem após a colheita e, portanto, não precisam de permanecer na árvore. Os frutos não climatéricos não podem ser colhidos antes de estarem maduros o suficiente, pois, caso contrário, entrarão em estado de senescência rapidamente (Bialeski & MacRae, 1999).

1.1.4. Vantagens e inconvenientes associados à utilização da refrigeração na conservação pós-colheita

A conservação pelo frio através do uso de temperaturas ligeiramente acima do ponto de congelação é um método muito utilizado para evitar a deterioração dos frutos, devido à sobrematuração; permite preservar os parâmetros de qualidade como as perdas de água (peso e aspeto), a cor, o sabor, o aroma e os nutrientes. Tem a vantagem de estender o seu tempo de vida útil, relativamente a alimentos que não foram sujeitos a estas baixas temperaturas (Luengwilai *et al.*, 2012). Através do frio é possível abrandar o metabolismo; a 0°C ocorre redução da taxa de respiração, até um ponto em que esta apenas assegure a manutenção das funções celulares e o açúcar é lentamente consumido, o que faz com que frutos colhidos com maiores teores de glúcidos tenham um tempo de vida maior do que aqueles que têm um menor teor em glúcidos. O armazenamento a baixas temperaturas tem beneficiado muitas indústrias alimentares, principalmente as que exportam frutos para locais distantes (Bialeski & MacRae, 1999). Por exemplo, o armazenamento do kiwi à temperatura de 0-1°C e em conjunto a sua exposição a 2% de ozono (O₃) e 5% de dióxido de carbono (CO₂) pode aumentar a sua vida útil para 6 meses. Esta situação é justificada pela baixa redução da taxa de amolecimento da polpa quando comparada com a aplicação de etileno (C₂H₄) (Arpaia *et al.*, 1985). Os kiwis têm um tempo de vida maior do que as uvas, devido às suas reservas adicionais de açúcares após a colheita sob a forma de amido, o que lhes permite utilizar glúcidos durante mais tempo (Bialeski & MacRae, 1999).

O armazenamento através do arrefecimento tem sido visto como um método que permite preservar a qualidade do fruto pós-colheita, evitando a deterioração em resultado de processos bioquímicos e microbiológicos; este sistema é feito através de ar forçado que, após o embalamento, permite a transferência do calor por convecção a partir dos frutos, arrefecendo-os; o padrão dos fluxos de ar regula a temperatura da câmara. É necessário que as embalagens permitam a circulação homogênea do ar, para um arrefecimento uniforme dos frutos; este processo deve considerar o

formato e a porosidade dos frutos e a forma como estas e as embalagens estão empilhadas, assim como, a área de ventilação e o alinhamento dos respiradouros das embalagens (Ngcobo *et al.*, 2013).

Em alguns casos, durante o processo de armazenamento, recorrendo a temperaturas baixas, podem surgir “danos pelo frio”, que consistem em alterações fisiológicas, como o escurecimento dos tecidos, a deformação e descoloração da pele, a maturação irregular (perda da capacidade de maturação) e o aumento da suscetibilidade a doenças (Luengwilai *et al.*, 2012). Este fenómeno ocorre em frutos tropicais e em algumas espécies subtropicais, quando expostos a temperaturas positivas baixas (Megías *et al.*, 2014). A temperatura abaixo da qual os frutos se tornam suscetíveis a este acidente fisiológico depende da espécie, da variedade e das condições antes e a partir da colheita. Os danos tornam-se mais evidentes com o decréscimo da temperatura e consoante o tempo de exposição durante a conservação (Luengwilai *et al.*, 2012). Frutos que crescem a temperaturas baixas ou a elevadas altitudes são mais tolerantes aos efeitos que advêm do processo de refrigeração (Hetherington, 1999). Estes danos podem ocorrer antes ou depois da colheita, durante o transporte, armazenamento ou comercialização.

Inicialmente dá-se uma disfunção metabólica, como consequência da refrigeração. Os eletrões com elevado estado energético são transferidos para uma molécula de oxigénio (O_2), formando as espécies reativas de oxigénio (ROS), como é o caso do peróxido de hidrogénio (H_2O_2), do radical superóxido ($O_2^{\cdot-}$) e do radical hidroxilo (HO^{\cdot}), que são moléculas tóxicas que causam danos nas proteínas, nos ácidos nucleicos e nos lípidos, promovendo cascatas metabólicas que conduzem à diminuição da qualidade dos alimentos. Durante o stress térmico estas são produzidas intensivamente devido à diminuição da fixação do dióxido de carbono e à perda de atividade da cadeia de transporte de eletrões nos cloroplastos. Quando presentes nas mitocôndrias, ocorrem devido à perda de atividade da cadeia de transporte de eletrões. Nos peroxissomas, o H_2O_2 é produzido quando o glicolato é oxidado a ácido glioxílico, durante a fotorrespiração (Miller *et al.*, 2010).

Durante a refrigeração há um stress oxidativo, que leva à produção de metabolitos antioxidantes e de enzimas antioxidativas, como defesa das células vegetais contra os ROS, que promovem a peroxidação dos lípidos estruturais, entrando no interior das células (Cao *et al.*, 2009). Sob condições fisiológicas normais, as plantas mantêm o equilíbrio entre a produção de ROS e a atividade antioxidante (Ma *et al.*, 2012). O stress oxidativo depende das condições de crescimento das plantas, como a intensidade da luz ou a temperatura, da sua severidade e duração e da capacidade de adaptação dos tecidos à falta de equilíbrio energético (Miller *et al.*, 2010).

O stress oxidativo tem um impacto negativo na aceitabilidade do consumidor, reduzindo a qualidade, levando a perdas económicas (Luengwilai *et al.*, 2012). A redução das taxas metabólicas impede o desenvolvimento de aromas e sabores, com prejuízo na qualidade organolética (Lurie & Crisosto, 2005).

Alguns tratamentos durante a conservação podem ser aplicados nos frutos para reduzir ou atrasar o desenvolvimento dos danos provocados pelo frio: a aplicação de calor durante a refrigeração, a aplicação de reguladores de crescimento, a utilização de atmosferas controladas e a aplicação controlada de frio (Lurie & Crisosto, 2005).

1.2. Frutos subtropicais

O consumo dos frutos subtropicais e a sua implementação na dieta têm aumentado na Europa e na América do Norte, especificamente devido ao seu elevado valor nutricional (Gorinstein *et al.*, 2009). Estes incluem: o abacate, a alfarroba, a anona, os citrinos, a tâmara, o figo, o kiwi, a nêspera, a lúchia, a azeitona, o dióspiro e a romã (Kader & Siddiq, 2012).

1.2.1. Importância do kiwi

Desde há alguns anos, o consumo do kiwi (*Actinidia deliciosa*) tem vindo a aumentar, existem contudo muitas perdas económicas, pois este é um fruto que se deteriora muito rapidamente sendo difícil de manter durante o armazenamento (Strik, 2004a).

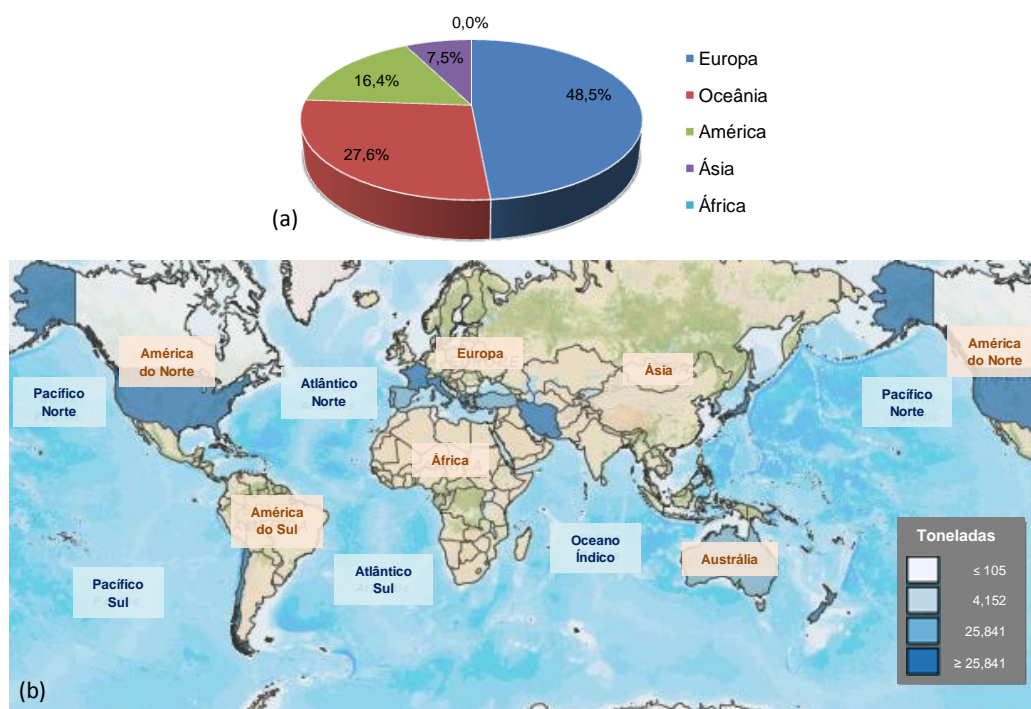


Figura 1.3: Produção de kiwis nos cinco continentes individualizadamente: (a) distribuição da produção de kiwis nos cinco continentes; (b) Mapa mundial representativo dos valores de produção, em toneladas, de kiwi, entre 2000 e 2012. Adaptada do website FAOSTAT (2014b).

Na **Figura 1.3** está representada a produção de kiwis a nível mundial, constatando-se que a maior percentagem pertence à Europa com 48,5%, seguida da Oceânia com 27,6%, da América com 16,4% e da Ásia com 7,5%; em África não há produção de kiwis. Tem havido um aumento da produção em Portugal (**Figura 1.4**). Entre 2000 e 2012, em Portugal, produziu-se uma média de 15752 toneladas de kiwis (FAOSTAT, 2014b).

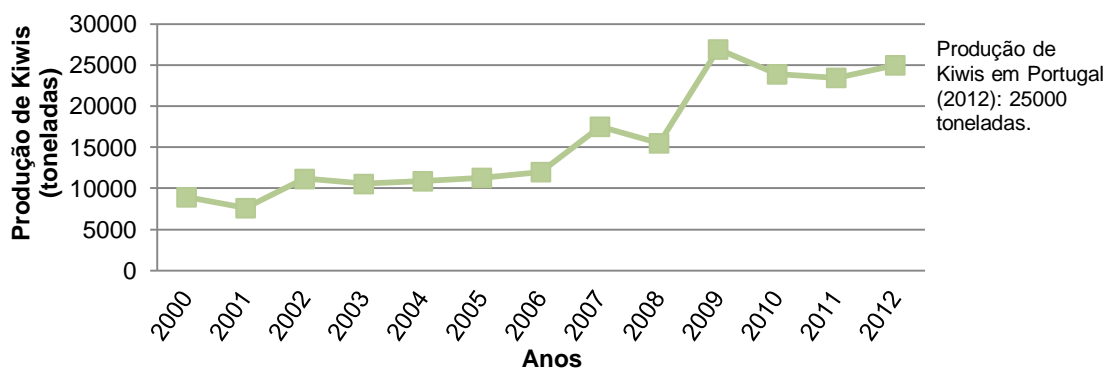


Figura 1.4: Evolução da produção de kiwis em Portugal, entre 2000 e 2012. Adaptada do website FAOSTAT (2014b).

1.2.1.1. Classificação botânica e origem

A espécie *Actinidia deliciosa* é comumente designada por *kiwi* e é a mais conhecida das espécies (Sârbu *et al.*, 2012) dentro do género *Actinidia* (Actinidiaceae). Este possui mais de 50 espécies, grande parte delas com potencial económico (Strik, 2004b). Na generalidade este fruto é cilíndrico ou em forma de pera e tem uma pele castanha; o seu interior pode ser verde, vermelho, roxo, amarelo ou cor-de-laranja, com sementes pretas, que se distribuem a partir do centro (Soufleros *et al.*, 2001; Sârbu *et al.*, 2012).

O kiwi é originário da China, mais concretamente do *Yantze River Valley*. Pensa-se que a sua colheita seja feita há cerca de 2000 anos e, posteriormente, terá sido levado para a Nova Zelândia (1906), onde começou a sua exploração comercial, através de propagação por sementes. A variedade *Hayward* foi depois usada para exportação a partir da Nova Zelândia, pois era a que detinha um tempo de prateleira maior (cerca de seis meses a 0°C) (Gerschenson *et al.*, 2001; Soufleros *et al.*, 2001). Este tornou-se popular devido ao seu sabor agradável e doce (Strik, 2004b).

1.2.1.2. Composição química e nutricional

O kiwi é bastante nutritivo e tem elevados benefícios para a saúde. É rico em proteínas, compostos fenólicos, minerais (fósforo, potássio, cálcio, magnésio) e compostos aromáticos (ésteres, álcoois, aldeídos e cetonas); os açúcares mais abundantes são a glucose, a frutose e a sacarose; os ácidos orgânicos mais importantes são o ácido cítrico, o ácido quinico e o ácido málico (Soufleros *et al.*, 2001).

O seu pH é baixo (entre 3 e 4), devido à presença dos ácidos glucónico, galacturónico, oxálico, succínico, fumárico, oxalacético e p-cumárico (Soufleros *et al.*, 2001). O kiwi é também uma fonte importante de folato, de fibra e de vitamina E, que se encontra essencialmente nas sementes que, pelo facto de não serem bem digeridas pelo organismo humano, leva a que esta vitamina tenha uma biodisponibilidade baixa (Singletary, 2012).

A vitamina C e os fitonutrientes, como os carotenoides, a luteína, os compostos fenólicos, os flavonoides e a clorofila beneficiam os consumidores levando à diminuição do risco de doenças cardiovasculares e de alguns tipos de cancro, devido à sua capacidade antioxidante, contribuindo para a eliminação dos radicais livres, atrasando a oxidação lipídica (Fiorentino *et al.*, 2009; Lespinard *et al.*, 2012; Sârbu *et al.*, 2012). O teor de vitamina C difere consoante as variedades, variando entre 50 e 430 mg/100 g de peso fresco; *Actinidia chinensis* tem geralmente níveis mais altos do que *Actinidia deliciosa* (Singletary, 2012). O kiwi contém três a cinco vezes mais vitamina C do que os citrinos (Soufleros *et al.*, 2001).

Os kiwis contêm pigmentos, como clorofilas, carotenoides, luteína e antocianinas, miosmina, vitaminas solúveis em água, serotonina, alcaloides e saponinas. São conhecidos por conterem quantidades apreciáveis de proteases, importantes no processo de defesa das células vegetais contra insetos ou microrganismos (Singletary, 2012).

Tabela 1.1: Composição dos componentes principais do kiwi e a quantidade em vitaminas e minerais. Adaptada de Tabela da Composição dos Alimentos do Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge (2014).

Componente	Percentagem (%)	Componente: Vitaminas (mg)	Por 100 g	Componente: Minerais (mg)	Por 100 g
Glúcidos	77	Vitamina C	72	Cinza	720
Gordura total	8	Caroteno	42	Potássio (K)	302
Proteínas	8	Vitamina E	0,4	Fósforo (P)	28
Ácidos orgânicos	7	Niacina	0,3	Cálcio (Ca)	19
Álcoois	0	Triptofano/60	0,2	Magnésio (Mg)	18
		Riboflavina	0,05	Sódio (Na)	9
		Folatos	0,042	Ferro (Fe)	0,4
		Vitamina B6	0,02	Zinco (Zn)	0,2
		Tiamina	0,02		
		Vitamina A total (equivalentes de retinol)	0,007		
		Vitamina B12	0		
		Vitamina D	0		

Cada fruto tem um aroma característico, que depende da combinação dos compostos voláteis presentes. Os compostos de aroma mais importantes incluem os compostos derivados de aminoácidos, de lípidos, de fenóis, e de mono e sesquiterpenos (Hadi *et al.*, 2013). As características do aroma agradável do kiwi provêm da combinação de pelo menos 26 compostos voláteis diferentes, como o etil butanoato, os aldeídos C-6 insaturados e os álcoois, como o trans-2-hexenal e o 2-hexenol, o hexanal e o hexanol; 90% dos compostos voláteis são produtos de degradação dos lípidos. Durante o armazenamento a frio, os compostos aromáticos insaturados, sensíveis à oxidação, são rapidamente degradados. Após algum tempo de armazenamento, o aroma do éster (butirato) começa a predominar (Talens *et al.*, 2003).

Os aspetos de cultivo, colheita, armazenamento e processamento podem afetar as propriedades nutricionais e químicas do kiwi (Singletary, 2012). A **Tabela 1.1** inclui a percentagem de alguns dos componentes principais que o constituem e a quantidade das suas vitaminas e minerais.

1.2.1.3. Modificações que ocorrem durante a maturação

O kiwi é um fruto climatérico, sensível ao etileno; quando a sua concentração aumenta, aumenta a bioatividade do kiwi (Leontowicz *et al.*, 2014); é, portanto, um fruto de maturação e de amolecimento rápido, sendo essa a característica que mais causa a sua curta vida de prateleira (Almeida & Gomes, 2009).

A variação no seu conteúdo em sólidos solúveis, ao longo do tempo, está relacionada com o fornecimento de glúcidos ao fruto. O amido é o principal glúcido de armazenamento no kiwi, sendo hidrolisado durante a maturação, causando o aumento do nível de açúcares, que estabilizam à medida que a quantidade de amido vai diminuindo (Soufleros *et al.*, 2001; Crisosto *et al.*, 2012; Burdon *et al.*, 2013). Na colheita, os principais açúcares presentes são a sacarose, a glucose e a frutose; após este período, durante o amadurecimento, o teor em sacarose aumenta pouco e o teor em frutose e glucose aumenta até se tornarem nos açúcares predominantes (Bielecki & MacRae, 1999). Segundo a *United Nations Economic Commission for Europe*, o kiwi deve ter 6,2°Brix no momento da colheita, para depois ser consumido (UNECE, 2008).

O aparecimento de substâncias que promovem o escurecimento do kiwi deve-se à degradação da clorofila e ao desenvolvimento de reações enzimáticas e não-enzimáticas; estas alterações podem afetar a qualidade visual do produto; assim, quanto mais se minimizarem estas perdas de qualidade num produto mais aceitação vai gerar pelo consumidor (Lepinard *et al.*, 2012). Durante o desenvolvimento da cor, ocorre a síntese de diferentes tipos de antocianinas, que se acumulam nos vacúolos, e o aumento da quantidade de carotenoides (Prasanna *et al.*, 2007).

A perda de firmeza ocorre por alterações estruturais da pectina, hemicelulose e celulose, modificando as paredes celulares, com solubilização e despolimerização dos polissacáridos (Goulão & Oliveira, 2008). A textura do kiwi sofre algumas alterações: ocorre solubilização da pectina, sem que haja posterior degradação; dilatação da parede celular e maior afinidade para a água e perda de resíduos de galactose (Bielecki & MacRae, 1999). A textura diminui muito ao longo da maturação, com o aumento da produção de etileno (Mitchell, 1994). Na colheita a força máxima necessária ao rompimento da polpa do kiwi varia entre 60 e 110 Newtons, mas só quando atinge os 4 a 8 Newtons estará nas melhores condições para ser ingerido (Benge *et al.*, 2000).

Relativamente à acidez, nos estados iniciais de desenvolvimento, o kiwi possui ácido quínico em maior quantidade e menos ácido málico; na altura da colheita, o kiwi contém entre 0,9 e 2,5% de acidez total, com maiores quantidades de ácido cítrico e ácido quínico (entre 40 a 50%), seguido do ácido málico (10%); durante a maturação o conteúdo em ácidos vai diminuindo (Mitchell, 1994; Marsh *et al.*, 2004). Estes permitem manter a natureza organolética dos frutos, evitando processos fermentativos e podem atuar como conservantes naturais (Xie *et al.*, 2011). A qualidade sensorial é devida essencialmente ao equilíbrio entre açúcar e ácidos orgânicos (Singletary, 2012).

1.3. Parâmetros da qualidade alimentar

A qualidade alimentar deve ser monitorizada ao longo da cadeia de valor de um determinado produto, com o objetivo de se conseguir atingir um controlo relativo à standardização exigida pelas autoridades competentes. Dos parâmetros da qualidade alimentar, fazem parte a análise objetiva e a análise sensorial ou subjetiva (Vaclavik & Christian, 2008c).

1.3.1. Análise objetiva

A análise objetiva recorre à instrumentação e usa técnicas físicas, químicas e biológicas para avaliar a qualidade, utilizando equipamentos em vez dos órgãos dos sentidos para quantificar objetivamente os "atributos chave" de um produto. No caso dos frutos e dos vegetais inclui o calibre, a cor, a textura, a acidez, o pH, os sólidos solúveis, a capacidade antioxidante e a presença ou a ausência de contaminantes (Vaclavik & Christian, 2008c).

1.3.1.1. Características organoléticas dos frutos

Para os consumidores é essencial que os frutos tenham uma elevada qualidade, isto é, que possuam uma boa aparência, um valor nutricional elevado e um bom sabor (Crisosto & Crisosto, 2001). Esta situação faz com que a avaliação das características organoléticas, como a textura, a cor, a acidez e os sólidos solúveis sejam fundamentais para a boa qualidade alimentar.

1.3.1.1.1. Cor

A cor é um parâmetro sensorial crítico e é muito usado como forma de prever qual vai ser a aceitabilidade do produto para o consumidor e pelo efeito visual provocado e percebido por quem vai comprar um determinado alimento. É a primeira percepção que o consumidor tem de rejeitar ou aceitar um dado alimento (Mohammadi *et al.*, 2008; Chonga *et al.*, 2013). No caso dos frutos difere consoante o grau de maturação e consoante a variedade (Iglesias *et al.*, 2012).

A cor é a percepção do efeito de diferentes comprimentos de onda, provenientes da superfície do objeto, na retina dos olhos. A luz é refletida, absorvida ou transmitida, quando incide num objeto, mas é apenas a refletida que nos permite perceber qual a cor que estamos a visualizar. Esta cor vai depender da quantidade de luz que está presente no ambiente no momento, da fonte de luz, do ângulo de visão do observador, das diferenças de tamanho do objeto e do plano de fundo (Mohammadi *et al.*, 2008).

As escalas de cor mais usadas na indústria alimentar são: o sistema Hunter L*, a*, b* ou CIELab, no qual os valores de L* se referem à luminosidade, os valores de a* e de b* podem variar entre positivos e negativos, a* positivo refere-se à cor vermelha, enquanto que a* negativo se refere à cor verde, b* positivo relaciona-se com o amarelo e b* negativo com o azul (**Figura 1.5 A**), e o sistema de

cor Munsell, baseado em três dimensões de cor, o *hue* (matiz, que engloba o vermelho, o amarelo, o verde, o azul e o roxo), o *value* (luminosidade) e o *chroma* (grau de saturação) (**Figura 1.5 B**) (McGuire, 1992; León *et al.*, 2006; Mohammadi *et al.*, 2008). Os valores de matiz e da saturação podem ser calculados a partir dos valores de a^* e de b^* ou serem fornecidos diretamente pelo aparelho indicado (colorímetro).

Nos frutos, a cor é importante para atrair alguns animais, como forma de aumentar a dispersão das sementes e é alterada consoante o estado de maturação, envolvendo a perda de clorofila e aparecimento de pigmentos amarelos, laranjas ou vermelhos (Bialeski & MacRae, 1999).

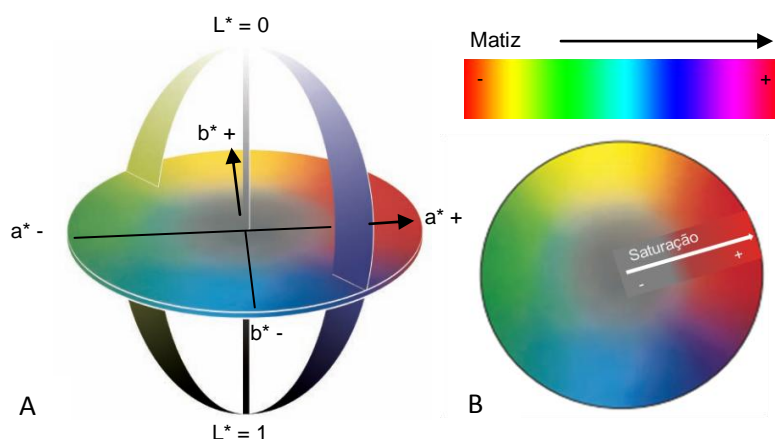


Figura 1.5: Escalas de cor usadas na indústria alimentar. A – Sistema Hunter $L^*a^*b^*$ ou CIELab. B - Sistema de cor Munsell, saturação e matiz.

1.3.1.1.2. Textura

A textura é um dos atributos de qualidade mais importantes na avaliação dos frutos e dos vegetais, visto ser muito afetada pelo tempo de armazenamento durante a sua maturação, e depende do tecido e da estrutura celular (Gerschenson, 2001; Ali *et al.*, 2004; Wu *et al.*, 2012). Pode ser sentida, através dos dedos, da língua, do palato ou dos dentes (Vaclavik & Christian, 2008c). Compreende propriedades mecânicas e geométricas. As propriedades mecânicas dividem-se em cinco variáveis principais: a dureza, a coesão, a viscosidade, a elasticidade e a adesão e em três secundárias: a fragilidade, a mastigação e a gomosidade. As propriedades geométricas dividem-se em dois grupos: as relacionadas com a forma e o tamanho das partículas e os relacionados com a forma e orientação. Existem ainda outras propriedades: o teor de humidade, oleosidade e teor de gordura (García-Ramos *et al.*, 2005).

Em medições instrumentais, as propriedades mecânicas dos frutos são medidas em termos de: força, pressão e energia. A textura é medida com um texturómetro, através da medição da força necessária para produzir uma deformação, utilizando métodos destrutivos ou não destrutivos. Nos destrutivos, é medida a força máxima de penetração de uma peça cilíndrica, que está contida no equipamento de medição. Nos métodos não destrutivos pode-se recorrer, por exemplo, à medição da resposta acústica a vibrações e impactos, à medição das propriedades óticas ou à ressonância magnética nuclear (García-Ramos *et al.*, 2005).

1.3.1.1.3. Sólidos solúveis

Os glúcidos são um importante componente nos frutos, estes dividem-se em componentes solúveis (açúcares solúveis e ácidos orgânicos) e insolúveis (que englobam os componentes das paredes celulares e o amido) (Crisosto *et al.*, 2012; Burdon *et al.*, 2013). Os sólidos solúveis são medidos facilmente com um refratómetro, que mede o quanto a luz se desvia em relação à água presente no sumo de um fruto (medido em graus Brix). No entanto, outros materiais solúveis podem interferir com o índice de refração desta medição, podendo alterar os resultados obtidos segundo esta determinação (Burdon *et al.*, 2013).

Os sólidos solúveis estão associados com a maturação da fruta, sendo responsáveis pelo sabor, aroma e valor nutricional (Crisosto & Crisosto, 2001; Crisosto *et al.*, 2012).

1.3.1.1.4. Acidez titulável

A acidez titulável corresponde ao número de prótons recuperados durante uma titulação com uma base forte até ao ponto de viragem do indicador, que é verificado através de uma mudança de cor; nos frutos é medida, através do sumo por eles produzido (Boulton, 1980).

Os ácidos orgânicos são responsáveis pela acidez do sumo, como é o caso do ácido málico e do ácido cítrico (Xie *et al.*, 2011).

Em frutos imaturos, a acidez é baixa, quando a cor começa a aparecer é mais elevada. Quando os frutos amadurecem a acidez decresce rapidamente (Moneruzzaman *et al.*, 2008).

1.3.1.1.5. Potencial hidrogeniónico (pH)

A obtenção dos valores de pH é conseguido com o auxílio de um potenciómetro, que permite medir a concentração dos iões H^+ de uma solução; ou seja, quanto mais H^+ tiver uma solução, mais baixo será o seu valor de pH (FAO, 1987).

O pH é um fator importante na indústria alimentar; valores de pH elevados em frutos não são bons para processamento, pois significa que estes estão com o processo de maturação muito avançado (Moneruzzaman *et al.*, 2008).

1.3.1.2. Capacidade antioxidante

Os investigadores têm relacionado o consumo de produtos de origem vegetal com a diminuição do risco de doenças crónicas (Fiorentino *et al.*, 2009). Os compostos fenólicos têm sido vistos como os elementos detentores de atividade antioxidante e fisiológica (Wu *et al.*, 2012). Estes são micronutrientes abundantes da dieta, encontram-se em frutos e vegetais e possuem propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias e anti-cancerígenas, evitando o stress oxidativo das células (Senevirathne *et al.*, 2012; Verma *et al.*, 2013; Yoon *et al.*, 2013).

Os frutos tropicais e subtropicais têm uma elevada atividade antioxidante. Este efeito deve-se à presença natural nos frutos e vegetais de efeitos sinérgicos de flavonóides, flavonóis e ácido ascórbico. Estes frutos podem ser usados como fontes de elevado valor fitoquímico, atuando como aditivos alimentares funcionais e nutracêuticos (Gorinstein *et al.*, 2009).

As vitaminas C e E, os carotenóides e os compostos fenólicos têm sido relacionados com a remoção dos radicais livres (produtos resultantes dos processos metabólicos aeróbios, que podem causar danos nas membranas celulares e nas macromoléculas, quando são produzidos em excesso) e com o atraso ou inibição da oxidação dos lípidos e de outras moléculas dos organismos vivos, suprimindo as fases de iniciação e/ou propagação das reações oxidativas em cascata (Fiorentino *et al.*, 2009).

A vitamina C é um dos antioxidantes mais eficazes e está associado à redução dos riscos de doenças crônicas e de cancro (Wu *et al.*, 2012). No entanto, Gorinstein e colaboradores (2009) concluíram que, em kiwis, a contribuição do ácido ascórbico para o potencial antioxidante total é moderado. A dose diária de vitamina C recomendada pela FDA é de 30-180 mg. Tendo em conta a Tabela da Composição dos Alimentos do Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge (2014), para se ingerir 30 mg é necessário consumir cerca de 42 g de kiwi. A vitamina E consiste numa família de oito moléculas diferentes de gorduras solúveis, α -, β -, γ -, e δ -tocoferóis e α -, β -, γ -, e δ -tocotrienóis (Meier *et al.*, 2003); os tocoferóis são antioxidantes que ocorrem naturalmente nos óleos vegetais, prevenindo a sua oxidação (Vaclavik & Christian, 2008d). O valor diário de tocoferol recomendado pela FDA é de 12-15 mg, sendo capaz de prevenir o cancro da próstata, do colon e dos pulmões (Fiorentino *et al.*, 2009). Tendo em conta a Tabela da Composição dos Alimentos do Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge (2014), para se ingerir 12 mg é necessário consumir cerca de 3000 g de kiwi. Os carotenóides são pigmentos isoprenóides, que conferem a cor amarela, laranja ou vermelha às folhas, aos frutos, aos vegetais e às flores e são comercialmente importantes na agricultura, na alimentação, na saúde e nas indústrias de cosméticos. São necessários nos processos fotossintéticos e de fotoproteção e a partir deles podem ser produzidas fitohormonas, incluindo o ácido abscísico (Cazzonelli, 2011). O kiwi possui 42 mg de carotenos por cada 100 g (Tabela da Composição dos Alimentos do Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge, 2014).

1.3.2. Análise sensorial ou subjetiva

Segundo Stone & Sidel (2004), *a avaliação sensorial é uma disciplina científica usada para evocar, medir, analisar e interpretar as reações às características dos alimentos e materiais como são percebidas pelos sentidos da visão, do olfato, do paladar, do tato e da audição.*

A análise sensorial é feita por um conjunto de indivíduos, designado por "painel de provadores", sob determinadas condições controladas, incluindo a minimização de situações que possam prejudicar o teste, como a troca de opiniões entre indivíduos, fatores psicológicos adversos ou distrações diversas (Vaclavik & Christian, 2008c). Permite obter informação sobre o grau de aceitabilidade dos alimentos, fornecendo uma perspetiva da qualidade geral de um produto; esta é obtida através de um número que representa o que o indivíduo percecionou (o estímulo) após ter sido

posto em contacto com o alimento; isto é realizado através do preenchimento de um formulário com os diversos pontos que se pretendem avaliar na mesma análise. Têm sido usados cada vez mais “painéis de provadores” treinados, conferindo maior credibilidade ao teste (Natale *et al.*, 1998). Sem os testes sensoriais, o processo de criação de um novo produto seria muito mais longo (Singh-Ackbarali & Maharaj, 2014). Por outro lado, há alguns problemas de reprodutibilidade e de estabilidade na avaliação (Natale *et al.*, 1998). Por vezes, produtos com características sensoriais diferentes são avaliados igualmente, o que torna importante a combinação dos testes sensoriais com os instrumentais.



Figura 1.6: Esquematização dos principais fatores que contribuem para a análise sensorial ou subjetiva. Adaptada de Vaclavik & Christian (2008c).

Há vários métodos de avaliação da análise sensorial: testes de diferença e descritivos (analíticos) e de aceitação e preferência (hedônicos); os testes de diferença dividem-se em teste triangular, em que o painel de provadores tem de perceber qual das três amostras é diferente, e em teste duo-trio, em que é pedido para identificar qual das duas amostras é diferente de uma padrão; os testes descritivos distinguem as amostras com base nas suas características sensoriais quantitativamente; finalmente os testes hedônicos determinam o grau de aceitação de um produto (Vaclavik & Christian, 2008c; Singh-Ackbarali & Maharaj, 2014). Na **Figura 1.6** é apresentado um esquema geral sobre a análise sensorial ou subjetiva.

1.4. O papel das enzimas do sistema antioxidante

As enzimas são catalisadores proteicos, para as reações bioquímicas (Bayindirli, 2010). Durante a reação enzimática, as enzimas ligam-se aos substratos e formam produtos, inicialmente o substrato liga-se de forma reversível à enzima, formando o complexo enzima-substrato, depois o produto é libertado. À medida que a concentração de substrato vai aumentando, a velocidade de reação

também aumenta até se atingir a velocidade máxima, período durante o qual ocorre saturação, estando todos os centros ativos das enzimas ocupados, ou seja, o substrato deixa de ter local onde se ligar (**Figura 1.7**) (Bayindirli, 2010).

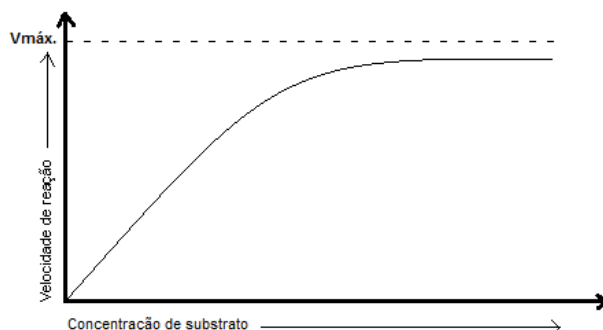


Figura 1.7: Efeito da concentração do substrato na atividade enzimática e a velocidade da reação. Adaptada de Bayindirli (2010).

Há alguns parâmetros que afetam a atividade enzimática: a presença de enzima e substrato, o pH, a temperatura e a presença de inibidores e ativadores. O pH e a temperatura ótimos variam consoante a enzima em estudo, quando estes se afastam muito do ideal pode levar à desnaturação da enzima, causando a perda de função (Bayindirli, 2010).

As enzimas são importantes na qualidade dos frutos e vegetais, durante o seu crescimento e amadurecimento e, mais tarde, na colheita e armazenamento. Uma afetam o metabolismo, outras têm um papel indesejado, pois causam a alteração de alguns parâmetros considerados essenciais para uma boa qualidade alimentar: na cor, na textura, no aroma, no sabor e no valor nutricional (Bayindirli, 2010).

Os cloroplastos, os peroxissomas e as mitocôndrias são os compartimentos celulares onde os ROS são formados (Ceron-Garcia *et al.*, 2012). As espécies reativas de oxigénio (ROS) são produzidos em excesso quando a célula vegetal está sujeita a um stress biótico ou abiótico. Assim, a presença de enzimas antioxidantes, como a superóxido dismutase (SOD), a peroxidase de ascorbato (APX) ou a catalase (CAT), nestes compartimentos, permite a defesa das células contra estas moléculas nocivas (Caverzan *et al.*, 2012).

1.4.1. Peroxidase de ascorbato

As isoformas da peroxidase de ascorbato (APX) estão presentes em compartimentos subcelulares, como cloroplastos, mitocôndrias, peroxissomas e citosol. Quando as plantas estão sob condições ambientais desfavoráveis, as espécies reativas de oxigénio (ROS), como o peróxido de hidrogénio (H_2O_2), aumentam e, por isso, é importante que as plantas tenham mecanismos de defesa contra estes compostos que conferem toxicidade e que podem levar à morte das células. As enzimas antioxidantes, como a APX, permitem remover o H_2O_2 que se encontra em níveis tóxicos.

A enzima superóxido dismutase atua antes da APX, para remover os radicais superóxidos ($O_2^{\cdot-}$), que se formam, pois quando não há dióxido de carbono suficiente para os processos fotossintéticos, os elétrons acumulam-se e reduzem o O_2 a $O_2^{\cdot-}$, assim, esta é capaz de converter o $O_2^{\cdot-}$ a H_2O_2 (Dąbrowska *et al.*, 2007; Caverzan *et al.*, 2012).

A enzima APX decompõe o peróxido de hidrogénio e usa o ascorbato como substrato, que funciona como dador de elétrons e é utilizado na redução do peróxido de hidrogénio, produzindo dehidroascorbato e água (Dąbrowska *et al.*, 2007). A reação que ocorre na presença desta enzima encontra-se representada na **Figura 1.8**.

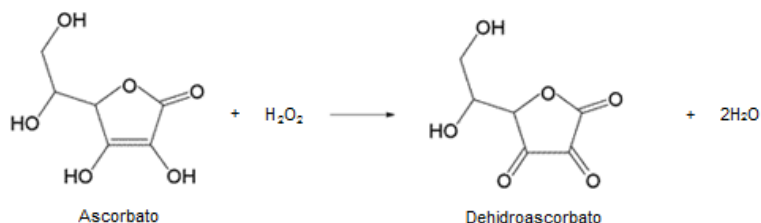


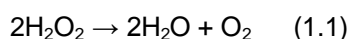
Figura 1.8: Reação que ocorre na presença da enzima APX. Adaptada de Dąbrowska e colaboradores (2007) e Caverzan colaboradores (2012).

Esta enzima é essencial nos processos de defesa em que há produção de ROS. Os genes responsáveis pela produção de APX em batatas, quando expostas a temperaturas baixas, são induzidos, aumentando a concentração desta enzima; no caso do pepino, a expressão é mais elevada quando aplicado calor. Alguns dos genes responsáveis pela indução da enzima APX na planta do arroz aumentam a sua expressão quando expostos a stresses provocados pelo sal. A luminosidade em excesso pode provocar a degradação das proteínas fotossintéticas (Caverzan *et al.*, 2012). Em mutantes de trigo com 40% menos de atividade da enzima APX, Danna e colaboradores (2003) verificaram que, sob condições de luz intensa, a atividade fotossintética e a acumulação de biomassa reduziram significativamente, sugerindo que a enzima APX tem um papel essencial na fotossíntese.

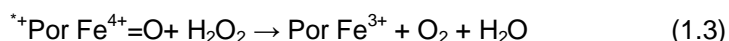
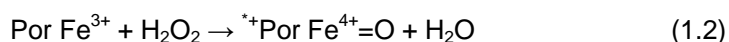
1.4.2. Catalase

Tal como na enzima APX, a catalase (CAT) atua quando os níveis de peróxido de hidrogénio (H_2O_2) estão demasiado elevados, a fim de aumentar a resistência das células à oxidação. Está também presente em todos os organismos aeróbios. Por outro lado, não precisa de substratos adicionais como dadores de elétrons (Martins & English, 2014).

No tecido vivo, a CAT decompõe o peróxido de hidrogénio e forma água e oxigénio (Sooch *et al.*, 2014), de acordo com a seguinte reação geral:



Quando o átomo de ferro está ligado à enzima no grupo heme (porfirina), a reação química ocorre em duas etapas fundamentais:



Quando o H_2O_2 se liga ao centro ativo da CAT, interage com dois aminoácidos da cadeia polipeptídica da enzima: com a histidina e com a asparagina; seguidamente, um protão do peróxido de hidrogénio é transferido de um oxigénio para o outro, quebrando-se a ligação entre os mesmos, formando uma molécula de água com uma das moléculas de oxigénio e a outra liga-se ao Fe^{3+} (${}^*\text{Por Fe}^{4+}=\text{O}$), formando o primeiro composto, designado por radical π -catião porfirina; na segunda equação, a molécula ${}^*\text{Por Fe}^{4+}=\text{O}$ reage com outra molécula de H_2O_2 , e como é muito oxidante, causa a libertação de um oxigénio, que se liberta do ferro; finalmente forma-se uma segunda molécula de água e o ião de ferro volta ao estado de oxidação Fe^{3+} (Zámocký & Koller, 1999; Sooch *et al.*, 2014).

1.4.3. Polifenoloxidase

A polifenoloxidase (PPO) é uma enzima também conhecida como: catecol oxidase e a tirosinase, que realizam duas reações diferentes (Mayer, 2006). A catecol oxidase liga-se ao substrato catecol, que possui um anel aromático com dois hidroxilos, a reação é catalisada, através da oxidação do 2-hidroxifenol formando-se a quinona, os hidrogénios removidos combinam-se com a molécula de oxigénio (O_2) formando água (Yoruk & Marshall, 2003). A tirosinase (monofenolase) está envolvida numa reação mais complexa, que envolve duas etapas: hidroxilação da L-tirosina para L-3,4-dihidroxifenilalanina (L-DOPA), seguida da oxidação deste último para *orto*-quinona (dopaquinona), com formação de uma molécula de água (Naqvi *et al.*, 2013). Esta reação só é possível, pois a PPO tem na sua constituição átomos de cobre, o que permite que um átomo de oxigénio seja colocado na posição *orto* do grupo hidroxilo no anel aromático (Mayer, 2006). Ambas as reações estão representadas na **Figura 1.9**.

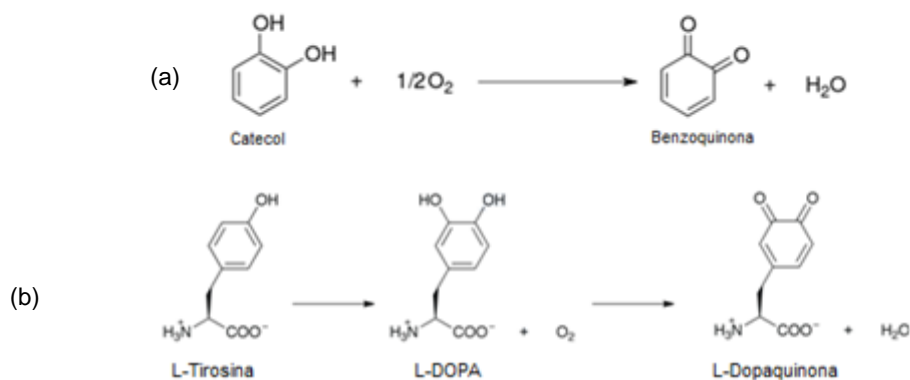


Figura 1.9: Reações que ocorrem na presença das enzimas: catecol oxidase (a) e tirosinase (b). Adaptada de Yoruk & Marshall (2003); Mayer (2006); Naqvi e colaboradores (2013).

Esta enzima encontra-se na maior parte dos tecidos vegetais, protegendo as plantas contra stresses provocados por toxicidade e patogênicos, e em alguns animais, como o camarão e a lagosta. Nas plantas está relacionada igualmente com o acastanhamento dos frutos, que surge como processo secundário à oxidação enzimática referida anteriormente, devido à indução da formação de melaninas (pigmentos escuros), produtos da reação não-enzimática das quinonas com compostos fenólicos, aminoácidos e proteínas (Yoruk & Marshall, 2003; Mayer, 2006; Naqvi *et al.*, 2013). Esta reação é possível, devido à ligação entre os compostos fenólicos localizados nos vacúolos e a PPO localizada nos plastídios, quando há uma área danificada na célula (Holderbaum *et al.*, 2010). Os investigadores Li & Steffens (2002) concluíram que a sobreexpressão da atividade da PPO leva a um aumento da resistência a *P. syringae* relativamente ao controlo, mostrando a importância da oxidação fenólica no atraso do desenvolvimento da doença.

O escurecimento enzimático tem suscitado preocupação ao nível da conservação e processamento dos frutos. A polifenoloxidase tem sido apontada como principal responsável por esta situação, daí a sua importância no estudo da maturação (Aydin & Kadioglu, 2001). Os investigadores Aydin & Kadioglu (2001) verificaram uma diminuição na atividade da PPO durante o desenvolvimento das nêspers e um aumento durante a maturação, sugerindo, em conjunto com um maior teor de sólidos solúveis, uma diminuição do sabor adstringente durante a maturação. O sabor adstringente das nêspers em estados de desenvolvimento menos avançados é devido ao baixo teor de açúcares e elevada concentração de procianidinas. A enzima PPO degrada as antocianinas dos frutos indiretamente, reagindo com a catequina D para formar quinonas que, por sua vez, polimerizam com estes pigmentos. No entanto, Kadioglu & Yavru (1997) verificaram o oposto na atividade da enzima PPO, sugerindo um aumento da atividade dos fenóis, como forma de contrariar o escurecimento provocado pela enzima.

1.5. Papel dos polissacáridos e oligossacáridos na estrutura e nos processos de sinalização da parede celular

As modificações que ocorrem na parede celular dos frutos têm sido vistas como um dos passos principais no processo de maturação. Um maior conhecimento sobre a degradação dos polissacáridos que compõem as paredes celulares dos frutos durante a maturação permitirá encontrar um meio de adiar ou reduzir a deterioração dos frutos pós-colheita (Bennett & Labavitch, 2008).

É importante determinar a relação entre a complexidade estrutural dos polímeros da parede celular e a sua função biológica (Seifert & Blaukopf, 2010). As paredes celulares das plantas para além de conterem celulose, como componente principal, possuem também matrizes de polissacáridos, que podem ser agrupadas em dois grupos: os polissacáridos pécnicos, que incluem o homogalacturonano e o ramnogalacturonano I e II e os polissacáridos hemicelulósicos, que incluem os xiloglucanos, os glucomananos, os xilanos e os glucanos de linhagem mista. Na sua estrutura têm igualmente glicoproteínas e proteínas, abrangendo enzimas e proteínas estruturais. Os vários modelos da parede celular das plantas propostos ao longo dos anos têm referido a importância da

interação dos polissacáridos hemicelulósicos com as microfibrilas de celulose (através de ligações de hidrogénio). Os polissacáridos pécticos são também importantes para a parede celular primária, onde são mais abundantes, devido à sua interação com outros componentes na parede celular (Keegstra, 2010). São responsáveis pela porosidade apoplástica, pela capacidade de troca de iões na célula e pela capacidade de aderência das células a outras células, a substratos ou a superfícies (Almeida & Huber, 2008).

Os eliciadores são moléculas que, quando estão em baixas concentrações nos sistemas biológicos, iniciam ou promovem a síntese de metabolitos biologicamente ativos. Estes podem ser: oligossacáridos, proteínas, glicoproteínas e compostos lipofílicos. Os oligossacáridos dividem-se em quatro tipos: oligoglucanos, oligoquitina, oligoquitosano (presente nos fungos) e oligogalacturonidos de plantas. Os oligossacáridos provenientes de algas e de animais têm sido apresentados com tendo um grande potencial como moléculas sinalizadoras (produtos de degradação microbiana de baixo peso molecular), mediados por recetores específicos (Ceron-Garcia *et al.*, 2012). Os oligossacáridos foram designados como oligossacarinas (Seifert & Blaukopf, 2010).

Os oligossacáridos têm o potencial de defender as células vegetais, nomeadamente nos frutos, contra o stress biótico (por exemplo, os fungos) e abiótico (por exemplo o stress térmico) (Perotti *et al.*, 2014).

Durante o ataque de um fungo, inicialmente os produtos resultantes do gene de virulência do fungo são libertados e vão interagir com o produto do gene de resistência que está localizado na membrana celular da planta ou dentro do citoplasma. Isto leva a uma cascata de reações na célula vegetal: ativação de proteínas quinase, aumento do fluxo iónico, através da membrana celular e uma explosão oxidativa dos ROS. Estes eventos vão acionar as respostas de defesa da planta através da expressão de alguns genes para formação de enzimas responsáveis pela degradação do fungo, como a glucanase ou a quitinase, e para síntese de fitoalexinas (compostos antimicrobianos) e através do fortalecimento da parede celular. O fungo produz toxinas e enzimas para degradar as paredes celulares e alguns dos fragmentos que se formam (oligossacáridos) funcionam como sinais, que vão ativar as respostas de defesa das células vegetais; estes vão também servir de alimento ao fungo, funcionando como fonte de carbono. Os oligossacáridos resultantes da degradação das paredes celulares dos fungos atuam como sinais, induzindo respostas de defesa das plantas. A velocidade, a magnitude e o local destas respostas determinam se a planta é resistente ou suscetível a este ataque (**Figura 1.10**). Em casos extremos, ocorre a necrose das células vegetais adjacentes ao patogénico, sacrificando-se para parar a invasão (Howlett, 1999).

O uso de temperaturas de refrigeração provoca um stress oxidativo nas células vegetais, causando despolimerização, peroxidação lipídica e degradação das membranas, com perda de solutos celulares (Raimbault *et al.*, 2011). Este stress oxidativo promove a formação de ROS, que funcionam como moléculas não-tóxicas, que desencadeiam mecanismos de defesa das células vegetais, mas na presença de metais são convertidos a radicais altamente tóxicos, responsáveis por causar danos nas membranas e nas macromoléculas (Ceron-Garcia *et al.*, 2012). A defesa da planta consiste na produção de enzimas e de compostos antioxidantes, evitando a descompartimentação da membrana (**Figura 1.10**) (Ben-Yehoshua, 2003; Wang *et al.*, 2008; Cao *et al.*, 2009). Os

oligossacáridos, ao atuarem como moléculas sinal, induzem os processos de defesa, mantendo a homeostasia redox (Ridley *et al.*, 2001; Bautista-Baños *et al.*, 2006; Heredia *et al.*, 2008), podendo ser usados como forma de evitar a destruição das células.

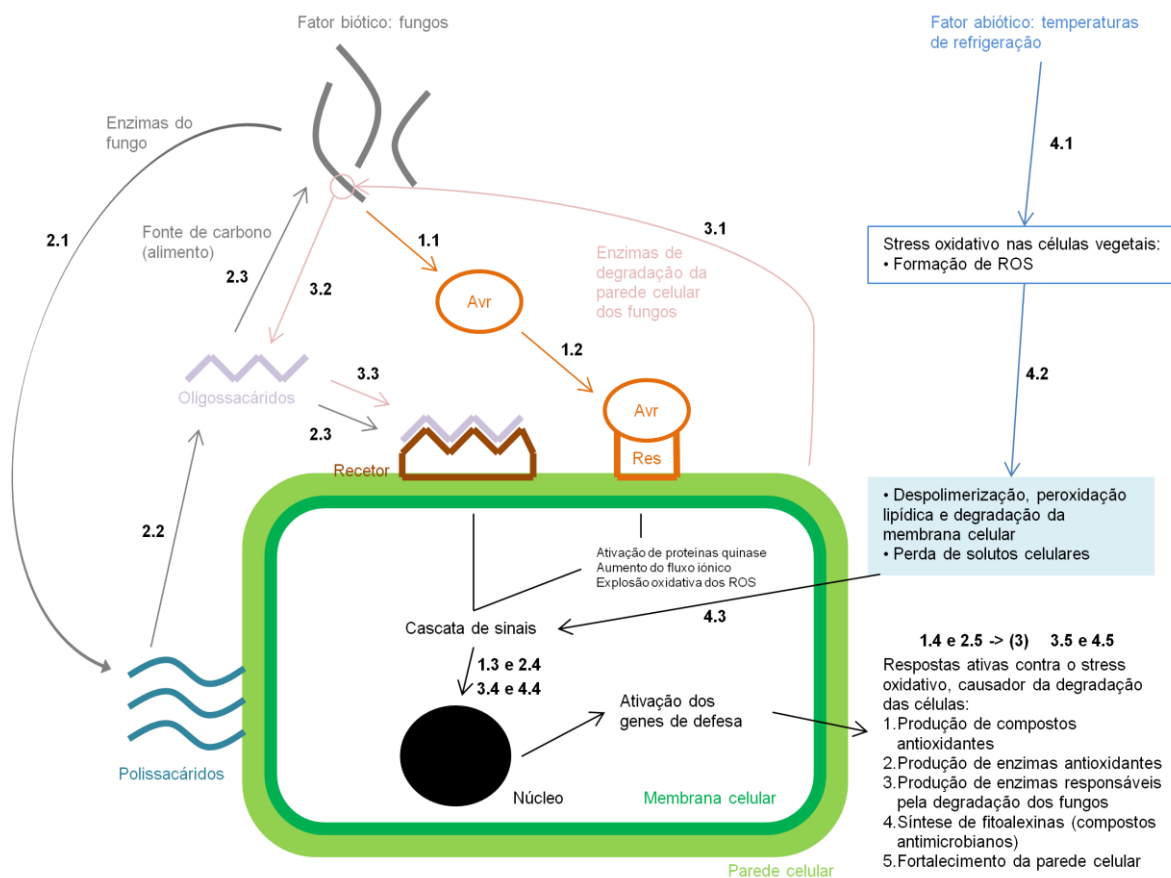


Figura 1.10: Representação esquemática do mecanismo de defesa das plantas e/ou frutos com ativação dos oligossacáridos. Avr - produto resultante do gene de virulência do fungo; Res - produto resultante do gene de resistência da célula vegetal. Adaptada de Howlett (1999); Keegstra (2010), de Seifert & Blaukopf (2010) e de Ceron-Garcia e colaboradores (2012).

Os oligossacáridos biologicamente ativos podem atuar como reguladores de crescimento e como mecanismos de defesa das plantas, regulando a expressão génica (Ma *et al.*, 2010). Num estudo realizado por Naeem e colaboradores (2011) os oligossacáridos, aplicados exogenamente, provaram ser eficazes, atuando ao nível celular e melhorando os atributos de crescimento (como a área foliar e o crescimento dos caules), as atividades fisiológicas (como a taxa de fotossíntese), tendo tido um efeito positivo na produção de óleos essenciais em folhas de menta (*Mentha arvensis* L.) que podem ser usados medicinalmente.

1.6. Potencial da aplicação de polissacáridos e de oligossacáridos em conservação pós-colheita

Têm sido realizados estudos no sentido de aumentar a utilização de aditivos naturais para melhorar o tempo de vida útil e a qualidade dos alimentos, ao invés de utilização de conservantes sintéticos. Películas e revestimentos comestíveis têm sido desenvolvidos no sentido de substituir esses materiais sintéticos, reduzindo a sua aplicação, permitindo na mesma controlar a humidade, as trocas gasosas (oxigénio e dióxido de carbono), a peroxidação dos lípidos, o aroma e o sabor dos produtos alimentares (Khanedan *et al.*, 2011).

Os polissacáridos têm sido vistos como tendo um grande potencial para a utilização em conservação pós-colheita, quando utilizados como película de revestimento em alguns alimentos, tornando possível aumentar o tempo de vida dos produtos durante o armazenamento (Oms-Oliu *et al.*, 2008; Khanedan *et al.*, 2011). Os estudos referem que, deste modo, é possível evitar perdas de água, inibir o efeito do etileno, mantendo a firmeza ao longo do tempo de armazenamento, com aumento da produção de compostos antioxidantes, aliviando o stress oxidativo; alguns parâmetros de qualidade, como os sólidos solúveis ou a acidez titulável indicaram um atraso na maturação.

Estudos realizados por Ma e colaboradores (2010) determinaram a utilização de oligossacáridos em sementes de trigo, utilizado como modelo de estudo. O trigo é muito afetado pelo cádmio, que é um metal poluente tóxico, que contamina os solos, devido às águas residuais industriais, provocando-lhe diminuição do comprimento do caule e das raízes e do seu peso fresco e seco. Ao mergulharem as sementes, que ainda não tinham sido sujeitas ao stress provocado pelo cádmio, numa solução com oligossacáridos, chegaram à conclusão que os comprimentos dos caules e das raízes aumentavam, assim como, o peso fresco e seco, a quantidade de clorofila e a taxa fotossintética. Estes fenómenos seriam devidos à atividade das enzimas antioxidantes que também aumentavam. Ma e colaboradores (2012) também usando o trigo como modelo, mas desta vez para estudar os processos provocados pelo sal, perceberam que, se pré-tratassem as sementes com oligossacáridos, era possível melhorar os parâmetros de crescimento, como consequência de uma ativação de enzimas do sistema antioxidativo.

1.6.1. Alginato de sódio

O alginato de sódio ($C_6H_7NaO_6$) é um copolímero linear composto por resíduos β -D-manuronato (M) e α -L-guluronato (G), ligados por ligações tipo (1 \rightarrow 4), com diferentes taxas M/G (**Figura 1.11**); estas subunidades podem estar ligadas de diferentes formas: MM, GG ou MG e são as ligações glicosídicas que permitem essas conformações (Shen & Hsieh, 2014).

O alginato de sódio é um polissacárido derivado de algas marinhas castanhas, muito abundante na Natureza e é usado na indústria farmacêutica, em produtos derivados de bioengenharia, alimentos e bebidas e cosmética; também é usado como pele artificial na cicatrização de áreas doadoras de enxerto de pele. É biocompatível, não-tóxico, não imunogénico e biodegradável e com capacidade

para formar gel, com propriedades estabilizadoras e com elevada viscosidade em ambiente aquoso (Aftab *et al.*, 2014; Ma *et al.*, 2014).

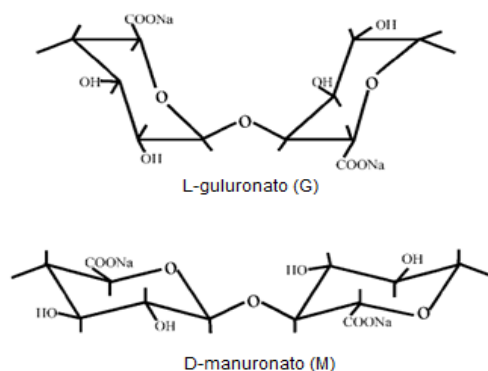


Figura 1.11: Representação da estrutura das unidades G e M do alginato de sódio (Lee e colaboradores, 2007).

O alginato de sódio tem sido apontado como sendo um bom biopolímero para ser aplicado nos alimentos; tem sido usado em frutos frescos como revestimento, melhorando as propriedades de textura, nutricionais e antioxidantes, atuando como efeito barreira (Khanedan *et al.*, 2011). Em plantas, sob a forma de oligômeros, estimulam o crescimento, promovem a germinação e o alongamento dos novos rebentos (Aftab *et al.*, 2014).

Os oligossacáridos provenientes de alginato de sódio podem ser usados em conservação pós-colheita, simulando os oligossacáridos da parede celular de células vegetais, atuando como sinais e induzindo processos de defesa, como a produção de enzimas antioxidantes (Ma *et al.*, 2010).

1.6.2. Quitosano

O quitosano (poli- β -(1,4)-D-glucosamina, uma forma diacetilada da quitina) (**Figura 1.12**) é um polissacárido linear; é biodegradável, biocompatível, não tóxico e com propriedades físico-químicas; é aplicado na alimentação, na indústria farmacêutica, biomateriais, na engenharia de tecidos, em proteção ambiental, em cosméticos e na agricultura. Possui propriedades antitumorais, neuroprotetoras, anti-inflamatórias e antimicrobianas, contra uma grande variedade de microrganismos patogênicos. Este polissacárido pode ser obtido a partir do exosqueleto de crustáceos (caranguejos, camarões e lagostas), através de processos químicos e biológicos (Zeng *et al.*, 2010).

Também o quitosano pode funcionar como um revestimento semi-permeável (efeito barreira), atrasando a maturação, devido à alteração da atmosfera interna dos frutos (Ghaouth *et al.*, 1992). Estas películas podem ser usadas contra a proliferação de fungos, como *Penicillium expansum* e *Botrytis cinerea* (Zeng *et al.*, 2010). As bactérias e os fungos têm aumentado a sua resistência aos biocidas e aos pesticidas e a população tem-se consciencializado cada vez mais sobre os riscos para a saúde dos microrganismos patogênicos presentes nos alimentos, tudo isto, faz com que haja uma

maior exigência no desenvolvimento de produtos agrícolas antimicrobianos mais seguros e eficazes (Kong *et al.*, 2010; Benhabiles *et al.*, 2012; Yue, 2014).

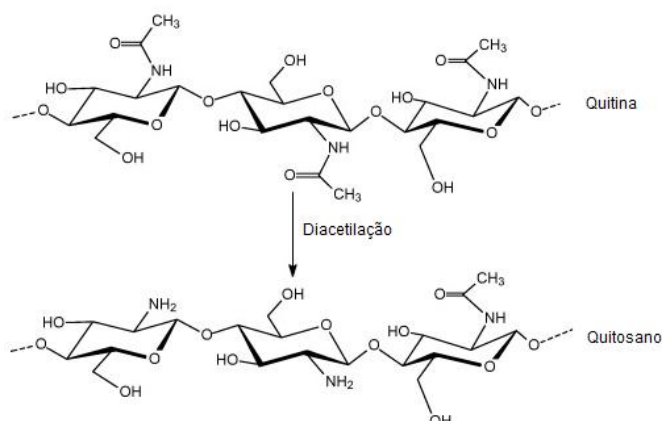


Figura 1.12: Modelo de formação do polissacárido quitosano a partir de quitina (Tran e colaboradores, 2011).

O potencial do quitosano, fragmentado em oligossacáridos, usado em conservação pós-colheita, será o de substituir a sinalização através de oligossacáridos dos fungos que atacam as células vegetais, causando um aumento da atividade enzimática por parte da célula vegetal, como forma de se proteger da ameaça externa e, assim, aumentar o tempo de vida do produto armazenado (Ma *et al.*, 2012).

1.7. Objetivos

O objetivo deste trabalho foi avaliar o potencial dos oligossacáridos, que são compostos biologicamente ativos, obtidos a partir de biomassa barata e abundante, como forma de potenciar o armazenamento dos frutos em atmosferas refrigeradas. Os frutos frescos, como o kiwi, que tem um papel importante no mercado de diversos países, nomeadamente em Portugal, são produtos altamente perecíveis, verificando-se enormes perdas antes de chegarem ao consumidor. Assim, tem-se recorrido à conservação pelo frio, no sentido de retardar o metabolismo dos frutos em pós-colheita, prolongando o seu tempo de vida e permitindo o transporte e a colocação faseada dos produtos no mercado, reduzindo os desperdícios.

Pretendeu-se avaliar a técnica de irradiação em reator nuclear como forma de produzir oligossacáridos a partir de polissacáridos de duas origens: alginato de sódio e quitosano.

Pretendeu-se testar esta abordagem inovadora em kiwis (fruto subtropical), usado como espécie modelo, avaliando o seu efeito quando aplicados em dois estados de maturação, e a eficiência de diferentes doses dos oligossacáridos produzidos, em diferentes regimes e tempos de conservação: refrigeração a 1°C e temperatura ambiente, verificando qual dos compostos seria mais vantajoso.

O trabalho experimental visou testar a hipótese de que os oligossacáridos causassem um atraso da progressão da evolução da maturação, quando conservados no frio, aumentando o tempo de vida

dos frutos armazenados, devido à indução dos processos de defesa das células vegetais, através da produção de compostos antioxidantes e ativação de enzimas envolvidas nos processos antioxidativos, necessários à sobrevivência em condições de stress oxidativo provocado pelo frio.

2. Materiais e Métodos

2.1. Material vegetal

Os frutos de kiwi (*Actinidia deliciosa*, variedade Hayward) utilizados nos ensaios foram gentilmente fornecidos pela *Kiwicoop*, empresa sediada em Oliveira do Bairro, Portugal (<http://www.kiwicoop.com/>). Este material ao ser de origem conhecida garantiu que nenhum tipo de tratamento ou conservação tenha sido imposto previamente a este ensaio. Os frutos foram selecionados segundo o seu calibre; foram escolhidos aqueles que tinham um tamanho intermédio, com uma altura média de $64,98 \pm 1,90$ mm (com um intervalo entre 61,61 e 67,65 mm) e com uma largura média de $55,16 \pm 1,93$ mm (com um intervalo entre 52,23 e 58,34 mm).

Os kiwis foram cuidadosamente posicionados em tabuleiros; em cada um deles foi posto um pano e depois uma rede (**Figura 2.1 A**), o que permitiu evitar o contacto direto entre o kiwi e o pano. Antes do seu manuseamento, foram preparados dois locais com controlo da temperatura, mas sem controlo de humidade: uma sala à temperatura ambiente e uma câmara frigorífica a 1°C (**Figura 2.1 B e C**); ambos foram desinfetados com lixívia.



Figura 2.1: Aspeto geral de alguns procedimentos experimentais. (A) Tabuleiros utilizados; (B) Kiwis conservados à temperatura ambiente; (C) Kiwis conservados na câmara de refrigeração.

O estudo foi realizado utilizando um lote, que foi dividido em dois sub-lotes, de acordo com os dois estados de maturação, usados como variável. Para tal, de um sub-lote de 96 kiwis, 24 serviram para caracterizar o mesmo, os restantes 72 foram ensaiados imediatamente, constituindo os kiwis em estado de maturação menos avançado; outro sub-lote de 138 kiwis foi deixado à temperatura ambiente durante 5 semanas de modo a permitir a rápida progressão da sua maturação, formando uma amostra com um grau de maturação mais avançado antes de ser ensaiada; após este tempo 18 serviram para caracterização e os restantes 120 foram ensaiados.

2.2. Obtenção dos oligossacáridos

Os oligossacáridos utilizados nos ensaios foram produzidos a partir de duas origens diferentes: alginato de sódio (Sigma, W201502-1Kg) e quitosano (Sigma, 50494-100G-F). Foram retiradas amostras de 50 g de cada um deles e acondicionados em sacos de plástico selados. Estas amostras foram irradiadas; numa câmara de radiação Gama (Cobalt-60, GC-5000), no Instituto Tecnológico e Nuclear do Instituto Superior Técnico (ITN/IST). A dose de radiação gama aplicada foi de 520 kGy à taxa de 2,4 kGy/h (Aftab *et al.*, 2013). Em cada caso, o produto da irradiação foi verificado, para ambos os compostos, através da quantificação da redução de viscosidade.

2.2.1. Verificação do produto de irradiação dos compostos alginato de sódio e quitosano por viscosimetria

Foram utilizadas soluções com ambos os compostos não-irradiados e irradiados, no caso do alginato de sódio foi utilizada uma concentração de 6% (p/v) e no caso do quitosano de 9% (p/v), em três repetições independentes para cada composto. O tempo de escoamento foi cronometrado desde a marca 0,5 mL até à de 0 mL de uma pipeta de vidro de 1 mL contendo cada solução. Os resultados foram expressos em percentagem de redução de viscosidade, considerando-se o tempo de escoamento do polissacárido como sendo 100% de viscosidade.

2.3. Tratamentos com oligossacáridos em pós-colheita de kiwi

Foi feito um estudo inicial com recurso a ambas as temperaturas de conservação, em que se aplicaram concentrações 0,5, 1 e 2% para ambos os compostos; destas selecionaram-se as que revelaram mais vantagens em termos de pós-colheita. Assim, para o caso dos kiwis em estado de maturação menos avançado, no ensaio à temperatura ambiente, foram usadas as seguintes condições: água (controlo negativo), 1% alginato de sódio e 0,5% de quitosano, e para o ensaio em conservação refrigerada: água, 2% de alginato de sódio e 1% de quitosano. Por cada regime de conservação utilizaram-se 36 frutos, 18 para cada tempo, ou seja, 6 em cada tratamento. Passadas cinco semanas, os kiwis em estado de maturação mais avançado sofreram também tratamentos, nas mesmas condições das referidas anteriormente, mas desta vez foram utilizados também os compostos sob a forma de polissacáridos para além dos oligossacáridos. Deste modo, por cada regime de conservação utilizaram-se 60 frutos, 30 para cada tempo, ou seja, 6 em cada tratamento. O esquema representativo dos tratamentos encontra-se na **Figura 2.2**.

O tratamento consistiu em mergulhar cada fruto em cada uma das soluções durante um minuto, colocar cada um nos tabuleiros respetivos, identificados e preparados como descrito anteriormente e conservar nas condições designadas. Tratamentos com água destilada e com o respetivo polissacárido, nas mesmas concentrações, foram aplicados nas mesmas condições, como controlos negativos.

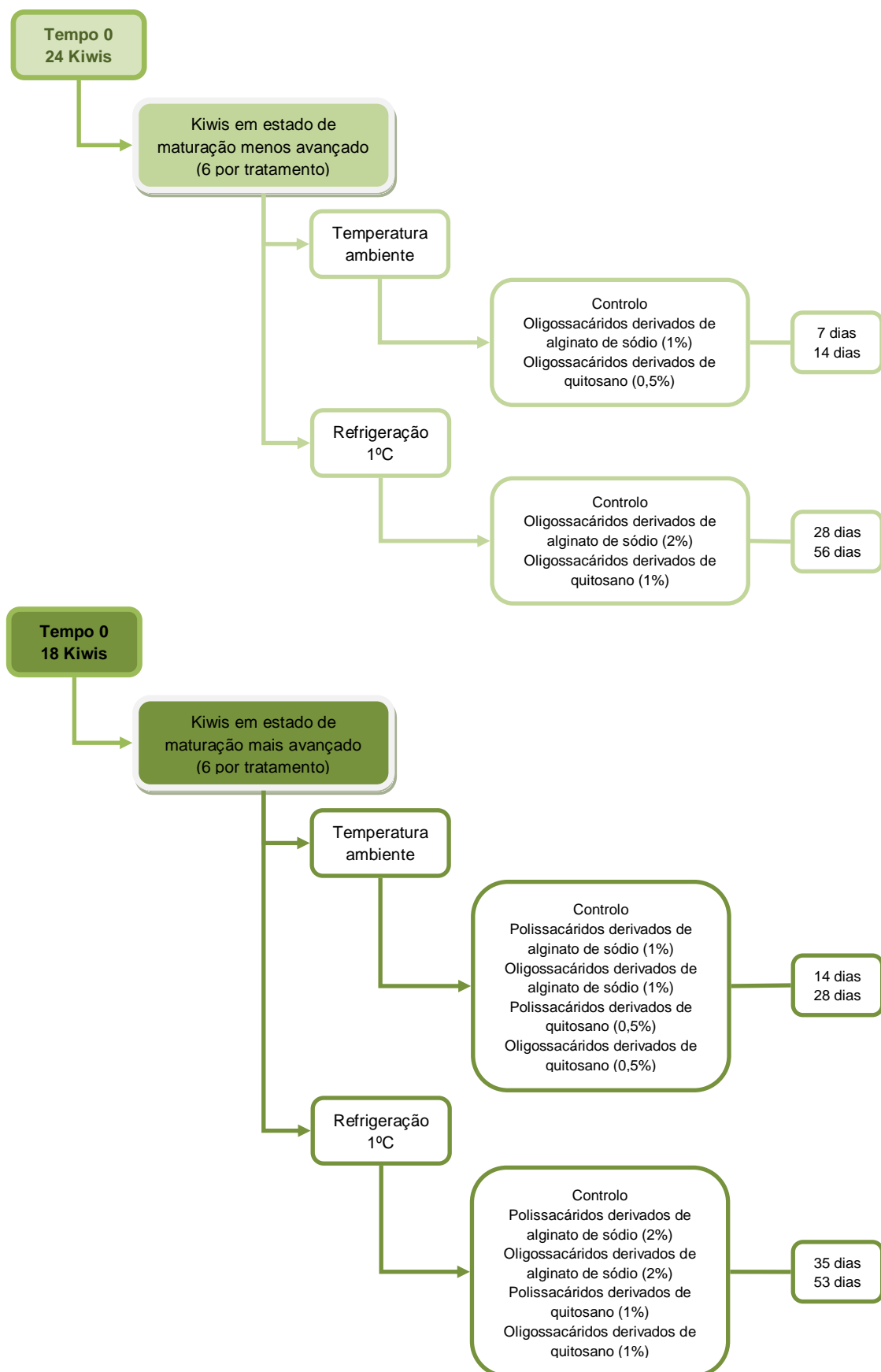


Figura 2.2: Esquema representativo dos ensaios de qualidade dos kiwis em estado de maturação menos e mais avançado.

2.4. Avaliação dos parâmetros de qualidade

A avaliação das características de qualidade iniciais do primeiro sub-lote de frutos a ensaiar foi realizada no próprio dia em que os kiwis foram recebidos. Nesse mesmo dia foi avaliada a cor, a textura, os sólidos solúveis e a acidez titulável. Passados os devidos tempos, foram feitas as avaliações da qualidade dos kiwis conservados à temperatura ambiente e no frio, para todas as concentrações utilizadas. Do mesmo modo se procedeu com o segundo sub-lote de frutos, mas passadas as cinco semanas. Os kiwis deixados no frio foram sempre postos à temperatura ambiente durante 4 dias antes das avaliações, para simular o período de prateleira. Uma metade de cada kiwi foi cortada e armazenada a -80°C para posterior quantificação da capacidade antioxidativa e atividades enzimáticas (**Figura 2.3**).



Figura 2.3: Processo de recolha das amostras.

2.4.1. Cor

A cor foi avaliada recorrendo a um colorímetro digital *Minolta Chromameter*, Konica Minolta, USA. Efetuaram-se duas análises diferentes: uma correspondente à cor da casca e outra à cor da polpa.

O colorímetro foi calibrado para a cor branca (L^* 97,21; a^* 0,14; e b^* 1,99) e os parâmetros L^* , a^* e b^* foram registados. Os resultados são expressos em luminosidade (L^*), saturação e matiz. A saturação foi determinada de acordo com a equação 2.1 e a matiz segundo a equação 2.2.

$$\text{Saturação} = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2} \quad (2.1)$$

$$\text{Matiz} = \text{atan} \frac{b^*}{a^*} \times \frac{180}{\pi} \quad (2.2)$$

2.4.2. Textura

A textura foi avaliada usando um texturómetro (TAXTPlus Texture Analyser (Stable microsystems)), de modo a quantificar a força de penetração de uma sonda de 8 mm, com aplicação de uma distância de 6 mm a uma velocidade de 1 mm/s. Na **Figura 2.4** está ilustrado o processo de medição da textura.

Antes de efetuar cada um dos ensaios, foi feita a calibração do aparelho quanto ao peso e quanto à distância, de acordo com as indicações do equipamento. O valor de firmeza considerado corresponde à força máxima registada (gf) durante o teste, necessária para romper a polpa. O valor da área do gráfico força-tempo nos testes de penetração foi calculada e corresponde à energia total gasta no ensaio, representando uma outra indicação dos valores de firmeza.

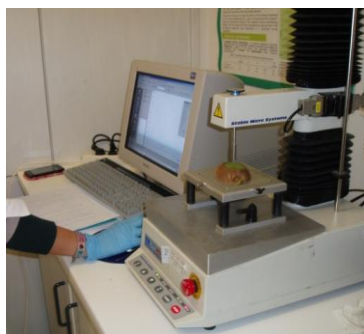


Figura 2.4: Medição da textura dos kiwis com um texturómetro.

2.4.3. Teor em sólidos solúveis

Para a medição dos sólidos solúveis foi utilizado um refratômetro (ATAGO HAND REFRACTOMETER, 0-32 N-1E) calibrado com água destilada; os valores são expressos em °Brix (% massa de sacarose). Para se proceder à colocação da amostra no refratômetro, fez-se um corte no fruto na zona equatorial com uma faca para facilitar a saída do sumo, de seguida espremeram-se algumas gotas de sumo para o prisma do refratômetro (**Figura 2.5**).



Figura 2.5: Medição dos sólidos solúveis, usando um refratómetro.

2.4.4. Acidez e pH

2.4.4.1. Acidez titulável

A acidez titulável foi medida utilizando a norma *AOAC, 1965, Official Method 942.15 Acidity (Titratable) of Fruit Products*, com algumas modificações. Resumidamente trituraram-se cerca de 20 g de kiwi, com uma balança de precisão (Kern 572), com posterior centrifugação (SIGMA 3K30)

(93919xg, durante 10 minutos, a 4°C) para remoção do material sólido; após este passo retiraram-se 2 mL do sobrenadante para um frasco *Erlenmeyer* ao qual foram adicionados 20 mL de água destilada e três gotas de uma solução alcoólica de fenolftaleína. Titulou-se com uma solução de NaOH (0,1 M) até ao ponto de viragem do indicador, identificado pela permanência de uma cor rosa clara durante mais de 10 segundos. Com base no volume de NaOH gasto (em mL), calcularam-se os valores do teor de acidez expressa em gramas de ácido cítrico por litro de sumo e depois em percentagem (%) segundo as seguintes equações:

$$\text{Acidez expressa em g ácido cítrico/L de sumo} = \frac{(V_{\text{NaOH}} \times N_{\text{NaOH}} \times 64,02 \times \text{fator de diluição})}{\text{volume total}} \quad (2.3)$$

$$\% \text{ de ácido cítrico} = \frac{\text{Acidez expressa em g ácidocítrico/L de sumo}}{10} \quad (2.4)$$

em que,

V_{NaOH} é o volume de NaOH gasto

N_{NaOH} é a Normalidade do NaOH

64,02 é o fator de correspondência para o ácido cítrico

2.4.4.2. pH

O pH foi medido com recurso a um potenciómetro (Hanna Instruments) antes da adição da fenolftaleína.

2.5. Polifenóis totais e capacidade antioxidante

2.5.1. Preparação dos extratos de kiwi

Para a preparação dos extratos de kiwi seguiu-se o protocolo realizado por Swain & Hillis (1959) com algumas alterações. As amostras foram maceradas e homogeneizadas em azoto líquido e pesadas em tubos tipo *falcon* de 50 mL. Para cada amostra, por cada grama, foram adicionados quatro mililitros de metanol. Seguiu-se a homogeneização da amostra por vortex e incubação durante 24 horas a 4°C. Após este período de tempo, as amostras foram centrifugadas (SIGMA 3K30) a 13523xg (4°C), durante oito minutos e removeu-se o sobrenadante que foi filtrado em papel de filtro e conservado a 4°C até ser analisado.

2.5.2. Determinação dos polifenóis totais

Para a determinação dos polifenóis totais foi usado o método de *Folin-Ciocalteu* como descrito por Swain & Hillis (1959), com algumas modificações. Misturou-se num tubo *Falcon* de 15 mL, 4800

μL de água destilada, 300 μL de extrato e 300 μL de solução *Folin-Ciocalteu* e incubou-se durante três minutos. Seguidamente adicionou-se 600 μL de uma solução 10% Carbonato de Sódio, e incubou-se no escuro por duas horas à temperatura ambiente. O ensaio branco foi efetuado nas mesmas condições, na ausência de extrato, sendo substituído por metanol. Após a incubação a absorvância a 765 nm foi medida no espectrofotómetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2). Os resultados de teor fenólico total foram expressos em μg/mL, com recurso a uma reta de calibração do ácido gálico (2-500 μg/mL) (**Figura 2.6**).

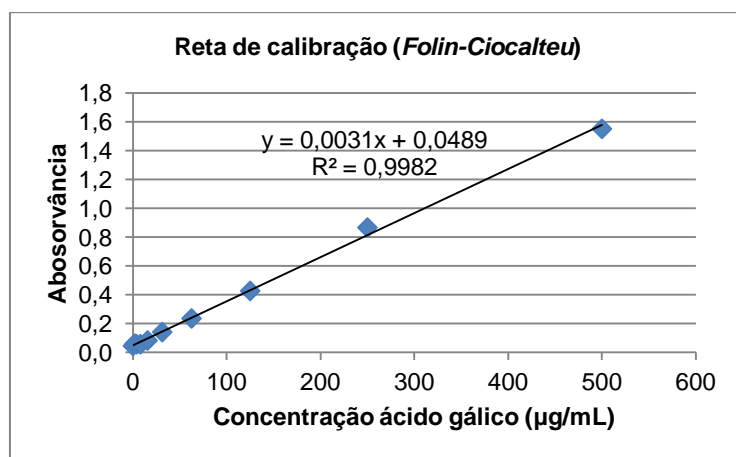


Figura 2.6: Reta de calibração do ácido gálico para quantificação dos polifenóis totais, pelo método de *Folin-Ciocalteu*.

2.5.3. Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo catião radical ácido 2,2'-azino-bis[3-etilbenzotiazolino-6-sulfónico] (ABTS⁺)

Para a determinação da capacidade antioxidante (através do método de ABTS⁺ (ácido 2,2'-azino-bis[3-etilbenzotiazolino-6-sulfónico], Sigma)) foi usado o método realizado por Du e colaboradores (2009), com algumas modificações. Preparou-se uma solução concentrada, composta por 0,3845% (p/v) de ABTS⁺ e 0,0662% (p/v) de K₂O₂S₂ (persulfato de potássio), que foi guardada num frasco protegido da luz. A solução final foi deixada durante 16 horas à temperatura ambiente; após este tempo foi guardada a 4°C e usada por um período máximo de um mês. Seguidamente a solução de ABTS⁺ foi diluída a 10% com água destilada e após 15 minutos foi lida a absorvância a 734 nm; foram feitas várias diluições, até se obter o valor de 0,70±0,02 de absorvância, esperando sempre 15 minutos entre a diluição e a leitura no espectrofotómetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2). Num tubo *falcon* de 15 mL colocou-se 3 mL da solução de ABTS⁺ diluída e 60 μL do extrato ou de água destilada (para o branco); esperou-se 6 minutos, período após o qual foram feitas as leituras no espectrofotómetro. Os resultados do teor em antioxidantes foram expressos em μg/mL, usando uma reta de calibração para o ácido ascórbico (2-125 μg/mL) (**Figura 2.7**).

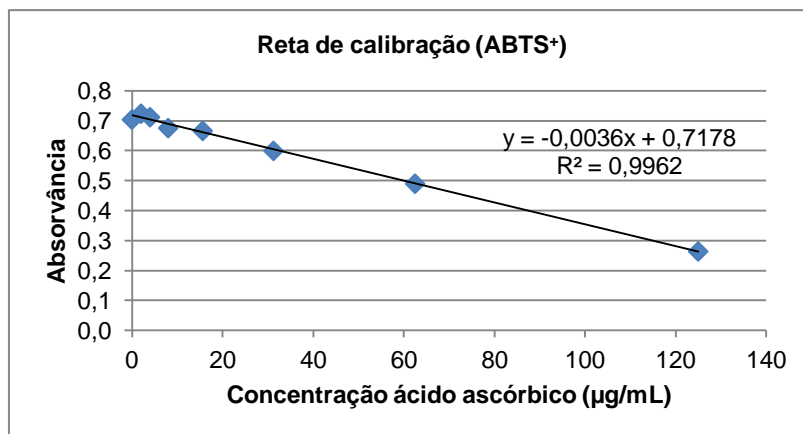


Figura 2.7: Reta de calibração do ácido ascórbico para quantificação da capacidade antioxidante, pelo método ABTS⁺.

2.5.4. Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH)

Para a determinação da capacidade antioxidante foi usado também o método de DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo, Sigma) de acordo com Brand-Williams e colaboradores (1995), com algumas modificações. Para esta determinação adicionou-se 0,0533 g de DPPH a 20 mL de metanol, num frasco protegido da luz; a solução final foi guardada a 4°C. Seguidamente a solução de DPPH foi diluída, juntando 2 mL de solução concentrada a 48 mL de metanol e após filtração foi lida a absorvância a 517 nm; foram feitas várias diluições, até se obter um valor de absorvância inferior a 1. Num *falcon* de 15 mL colocou-se 5700 µL da solução de DPPH diluída e 300 µL do extrato ou de metanol (para o branco); após incubação no escuro durante 40 minutos, foram feitas as leituras no espectrofotômetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2) (517 nm). Finalmente fez-se uma reta de calibração utilizando trolox (2-125 µg/mL), para calcular o teor em antioxidantes (**Figura 2.8**).

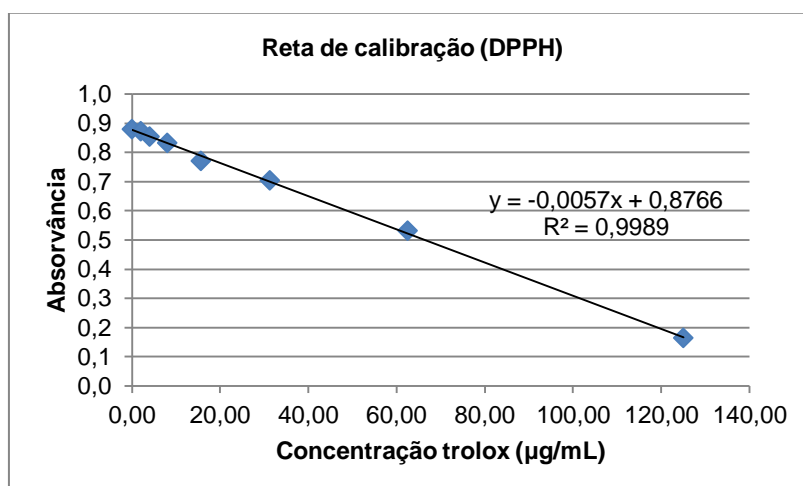


Figura 2.8: Reta de calibração do trolox para quantificação da capacidade antioxidante, pelo método DPPH.

2.6. Determinação de atividades enzimáticas de famílias candidatas

As famílias de enzimas candidatas escolhidas foram aquelas que se consideraram como tendo um papel essencial no stress oxidativo provocado pela conservação através da refrigeração.

2.6.1. Extração de proteínas solúveis

Para a extração das proteínas solúveis usou-se o método descrito por Goulão e colaboradores (2007), com algumas modificações. Pesaram-se 5 g de macerado (amostra em pó, que deriva das que foram mergulhadas em azoto líquido e, depois, colocadas a -80°C); por cada grama foram adicionados 12 mL de uma solução de tampão de extração (200mM fosfato de sódio pH 8,0; 5mM ácido etilenodiaminotetracético (EDTA), 5mM ditioneitol (DTT) e 0,5M cloreto de potássio; 0,0098 g de DTT foi adicionado na altura, devido à sua volatilidade, a uma solução de 50 μL de fluoreto de fenil-metil-sulfonilo (PMSF) a 44 mg/mL); após a amostra ter descongelado completamente (cerca de 15 minutos) no gelo, esta foi centrifugada (SIGMA 3K30) a 20000xg (4°C), durante uma hora. O sobrenadante foi, então, passado por colunas PD-10 (GE Healthcare), para remover os sais e para se poder mudar o tampão de reação específico para cada atividade enzimática (**Figura 2.9**). Cada coluna foi usada para um pH diferente necessário às atividades enzimáticas a realizar posteriormente. Após cada utilização, foram lavadas de acordo com a seguinte ordem: 3,5 mL de H_2O (5 vezes); 3,5 mL Triton 1% (5 vezes); 3,5 mL H_2O (5 vezes) e 3,5 mL NaCl 2M (5 vezes)). Após a lavagem procedeu-se ao processo de purificação; em cada coluna foram colocados 3,5 mL H_2O (5 vezes); 3,5 mL de tampão respetivo (5 vezes) e 2,5 mL de amostra; após este passo, 3,5 mL de tampão foram adicionados e recolhidos para um *falcon*, constituindo assim a amostra para posterior análise; finalmente adicionou-se 3,5 mL de tampão (4 vezes) a cada coluna, de forma a limpar a mesma, para que os sais remanescentes saíssem. A amostra final foi separada para diferentes *eppendorfs* e congeladas a -80°C para posterior análise.



Figura 2.9: Colunas para dessalinização das amostras, no processo de purificação das proteínas.

2.6.2. Quantificação da proteína total

Para a quantificação da proteína total, seguiu-se o protocolo de Bradford (1976), com a utilização de Coomassie Brilliant Blue G-250. A mistura de reação consistiu em 200 μL de BioRad (Sigma)

juntamente com 200 µL de tampão respectivo (branco) ou com 200 µL de amostra. Para tal foi usado o espectrofotómetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2) a 595 nm. A reta de calibração foi obtida com BSA (albumina de soro bovino, Sigma) (0-25 µg/mL) (**Figura 2.10**).

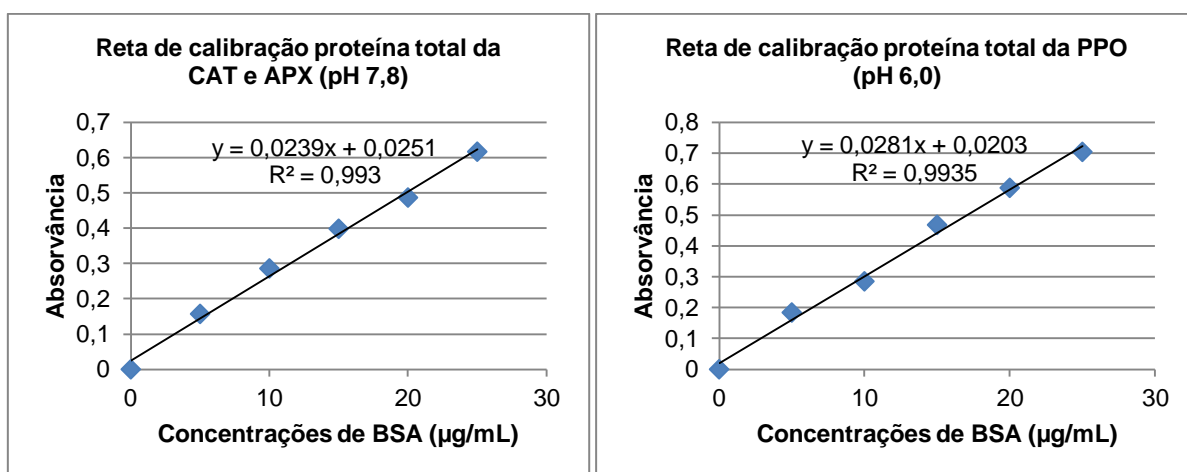


Figura 2.10: Reta de calibração da BSA para determinação dos valores de proteína total.

2.6.3. Peroxidase de ascorbato

A quantificação da atividade da enzima peroxidase de ascorbato (APX) foi feita segundo Lidon e colaboradores (2012). Para a reação foi feita uma mistura com EDTA (0,1 mM) e com ácido ascórbico (0,5 mM); desta mistura foram usados 250,4 µL, aos quais foram adicionados 274,6 µL de tampão fosfato de potássio (pH 7,8) e 150 µL de amostra (em tampão fosfato de potássio pH 7,8 (50 mM)) ou de tampão respectivo para o branco. Por fim, adicionaram-se 50 µL de H₂O₂ (0,01 M) a cada tubo. A absorvância foi medida a 290 nm, após 30 minutos a incubar à temperatura ambiente. A quantificação foi feita com recurso a um espectrofotómetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2). A reta de calibração foi feita com ácido ascórbico (0-50 µg/mL) e os resultados foram expressos em µg de ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL (**Figura 2.11**).

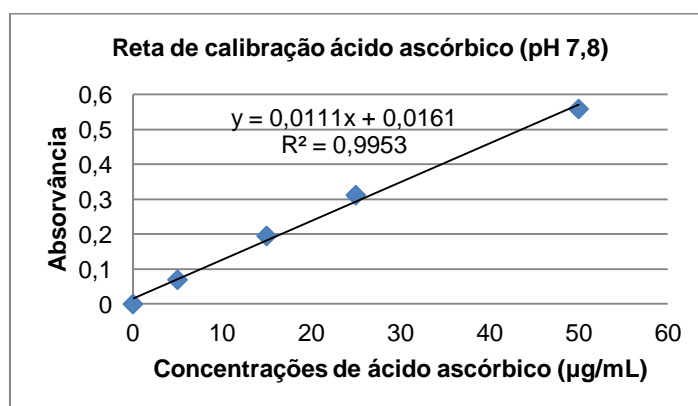


Figura 2.11: Gráfico da reta de calibração do ácido ascórbico na presença de tampão pH 7,8, para determinação dos valores finais da enzima APX.

2.6.4. Catalase

Para o ensaio da catalase (CAT) foi seguido o protocolo realizado por Zhu e colaboradores (2004). Foram adicionados 337,5 µL de tampão fosfato de potássio (pH 7,8) a 150 µL de amostra (em tampão fosfato de potássio pH 7,8 (50 mM)) ou de tampão respectivo para o branco. Por fim, adicionaram-se 12,5 µL de H₂O₂ (3%) a cada tubo. Foi medida a decomposição do H₂O₂ a 240 nm, após 50 minutos a incubar à temperatura ambiente. A quantificação foi feita com recurso a um espectrofotômetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2). A reta de calibração foi feita com BSA (0-25 µg/mL) e os resultados foram expressos em µg BSA/g proteína/min/mL (**Figura 2.12**).

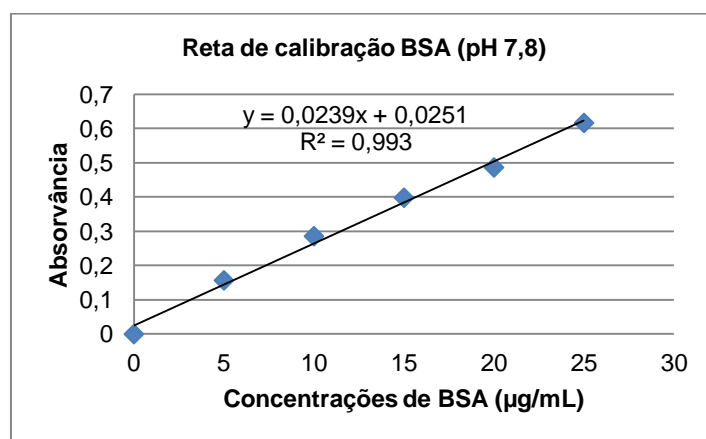


Figura 2.12: Gráfico da reta de calibração da BSA na presença de tampão pH 7,8, para determinação dos valores finais de enzima CAT.

2.6.5. Polifenoloxidase

O ensaio para a polifenoloxidase (PPO) foi realizado tal como descrito por Aydin & Kadioglu (2001). A reação de mistura foi feita com 200 µL de uma solução de 25 mM L-DOPA, que foi aquecida a 30°C, durante dois minutos, juntamente com 300 µL de amostra (em tampão fosfato pH 6,0 (20 mM)) ou de tampão respectivo (para o branco). A quantificação foi feita com recurso a um espectrofotômetro (UNICAM UV/Vis Spectrometer UV2). A absorvância foi medida a 475 nm, após 50 minutos de incubação à temperatura ambiente. Os resultados foram expressos em A₄₇₅/min/g peso fresco.

2.7. Análise sensorial

A análise sensorial foi realizada no Instituto de Investigação Científica Tropical (IICT) (numa sala sem a temperatura controlada, às 15 horas) e teve a colaboração de 18 pessoas, que constituíram o painel de provadores não treinado. Estes foram elucidados sobre a análise sensorial e esclarecidos sobre o objetivo do teste (**Figura 2.13**), assim como sobre as perguntas que constituíam o mesmo, de

modo a poderem responder da melhor forma, mais honesta possível e discriminatória aos atributos mencionados no teste.

Este teste foi criado para que se pudesse perceber se as pessoas sentiam alterações ao nível da cor, do aroma, da textura e do sabor nos diversos tratamentos aplicados nos kiwis, por fim, foi avaliada também a preferência geral entre as amostras. Para isto, os kiwis em estado de maturação mais avançado, foram mergulhados nas soluções constituídas por polissacáridos e oligossacáridos de alginato de sódio (2%) e de quitosano (1%) e colocados no frio durante 11 dias, período após o qual foram colocados na sala da temperatura ambiente, durante 24 horas.

Momentos antes das provas, os kiwis provenientes dos vários tratamentos foram cortados na sala da temperatura ambiente, colocados nos pratos respetivos e transportados até ao local das provas. Foram fornecidas bolachas de água e sal, que tinham como objetivo serem ingeridas entre cada amostra de kiwi, para eliminar vestígios de sabor da amostra anterior.

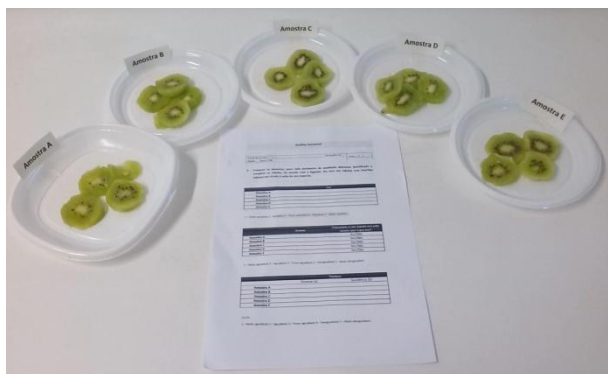


Figura 2.13: Representação da análise sensorial, com a ficha e as amostras usadas.

2.8. Análise estatística

A análise estatística foi realizada com recurso a uma folha de cálculo Microsoft® Excel com cálculo inicial do teste Q, para remoção dos *outliers* e depois com cálculo da ANOVA ($p \leq 0,05$) para cada composto em relação ao controlo. Quando o teste revelou diferenças estatísticas, aplicou-se o teste de *Tukey* para comparação de médias. No caso da análise sensorial foi realizado o teste de *Friedman* para determinar se havia ou não diferenças estatísticas entre as amostras.

3. Resultados

3.1. Verificação do produto de irradiação dos compostos alginato de sódio e quitosano pelo método viscosimétrico

A partir dos resultados obtidos foram calculadas as percentagens de redução de viscosidade. A **Figura 3.1** mostra as percentagens obtidas para cada caso.

Com o alginato de sódio irradiado obteve-se uma média de $98,95 \pm 0,16\%$ de redução de viscosidade e com o quitosano irradiado uma média de $96,29 \pm 0,08\%$, relativamente aos respetivos compostos não-irradiados.

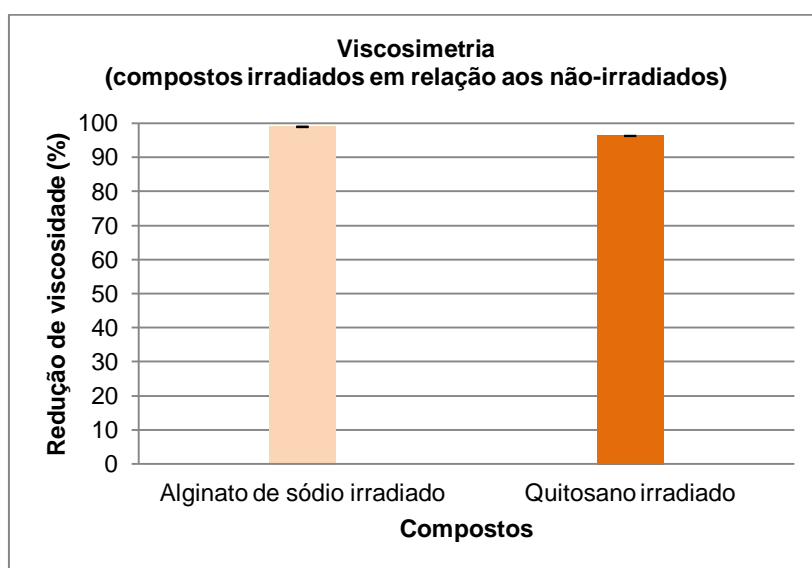


Figura 3.1: Percentagens de redução de viscosidade obtidas dos compostos irradiados relativamente aos não-irradiados, em que os não-irradiados correspondem a 100% de redução de viscosidade.

3.2. Avaliação dos parâmetros de qualidade

Os parâmetros de qualidade: cor (L^* , saturação e matiz da pele e da polpa), textura (força máxima e área), sólidos solúveis, pH e acidez titulável (com cálculo da percentagem de ácido cítrico) foram avaliados. Estudou-se o coeficiente de correlação (R) para os valores da força máxima e da área e verificou-se que se relacionavam fortemente, com valores próximos de um em todos os casos; nos kiwis em estado de maturação menos avançada obteve-se um valor de 0,887 para a temperatura ambiente e de 0,950 para o frio e nos kiwis em estado de maturação mais avançada obteve-se um valor de 0,984 para a temperatura ambiente e de 0,869 para o frio. Deste modo, apenas são apresentados os valores de força máxima. Nos valores de pH e de percentagem de ácido cítrico não foi encontrada uma correlação, pelo que são apresentados os resultados de ambos os parâmetros.

3.2.1. Caracterização de base dos frutos ensaiados

Cada estado de maturação possui uma caracterização base dos parâmetros de qualidade mostrados na **Tabela 3.1**. Estes valores permitem demonstrar o estado de maturação dos kiwis no momento em que foram feitos os ensaios.

Tabela 3.1: Caracterização do material vegetal usado. Os valores correspondem aos parâmetros de qualidade avaliados no tempo 0, nos kiwis em estado de maturação menos e mais avançado.

Estado de maturação	Tempo (dias)	Parâmetro	Média	Desvio Padrão	CV (%)
Kiwis em estado de maturação menos avançado	0	Cor da pele (L*)	49,734	2,270	4,564
		Cor da pele (saturação)	17,816	2,642	14,829
		Cor da pele (matiz)	76,655	4,463	5,822
		Cor da polpa (L*)	58,235	2,512	4,314
		Cor da polpa (saturação)	36,081	2,085	5,779
		Cor da polpa (matiz)	114,950	1,108	0,964
		Textura (força máxima)	5135,476 gf	1188,917	23,151
		Sólidos solúveis	9,217 °Brix	1,173	12,726
		pH	3,881	0,099	2,551
Kiwis em estado de maturação mais avançado	0	ácido cítrico	1,893%	0,118	6,233
		Cor da pele (L*)	47,639	1,322	2,775
		Cor da pele (saturação)	17,418	1,708	9,806
		Cor da pele (matiz)	73,715	2,713	3,680
		Cor da polpa (L*)	48,507	2,646	5,455
		Cor da polpa (saturação)	30,028	1,993	6,637
		Cor da polpa (matiz)	114,152	1,488	1,304
		Textura (força máxima)	1247,800 gf	681,960	54,653
		Sólidos solúveis	14,583 °Brix	0,704	4,828
		pH	3,536	0,093	2,630
		ácido cítrico	1,820%	0,113	7,308

A maioria dos parâmetros da qualidade variou consoante o estado de maturação dos frutos: L* e matiz da pele, L*, saturação da polpa, textura (força máxima), sólidos solúveis e pH. Os resultados obtidos no parâmetro L* da pele foram significativamente inferiores (4,2%) em kiwis em estado de maturação mais avançado, variando entre 44,690 e 50,63, com uma média de 47,639±1,322; em estado de maturação menos avançado, variaram entre 45,949 e 55,84 com uma média de 49,734±2,270. No parâmetro matiz da pele, nos kiwis em estado de maturação mais avançado, também se obtiveram resultados inferiores (3,8%), tendo variado entre 69,693 e 79,181, com uma média de 73,715±2,713; no estado menos avançado, variaram entre 70,349 e 84,652, com uma média de 76,655±4,463. No estado de maturação mais avançado, os valores de L* da polpa foram inferiores em 16,7%, quando comparados com os obtidos nos kiwis em estado de maturação menos avançado, nestes os valores variaram entre 52,010 e 62,470, com uma média de 58,235±2,512; no estado mais avançado os valores variaram entre 44,050 e 54,370, com uma média de 48,507±2,646. Os valores do parâmetro saturação da polpa foram igualmente inferiores nos kiwis em estado de maturação mais avançado, com uma diferença de 16,8% em relação aos kiwis em estado de maturação menos avançado, nestes os valores variaram entre 39,471 e 33,225, com uma média de 36,081±2,085; no estado mais avançado os valores variaram entre 25,967 e 33,347, com uma média de 30,028±1,993. Nos kiwis em estado de maturação mais avançado, os resultados obtidos para o parâmetro textura (força máxima) foram inferiores (com uma diferença de 75,7%) aos obtidos no estado menos avançado, neste os valores variaram entre 2017,100 e 6175,100 gf, com uma média

de $5135,476 \pm 1188,917$ gf; no estado mais avançado os valores variaram entre 538,8 e 3189,3 gf, com uma média de $1247,800 \pm 681,960$ gf. Com os resultados obtidos no parâmetro sólidos solúveis observou-se um aumento dos valores em 58,2% no estado mais avançado; neste os valores variaram entre 13,200 e 15,500°Brix, com uma média de $14,583 \pm 0,704$ °Brix; no estado menos avançado os valores variaram entre 8,000 e 10,500°Brix, com uma média de $9,217 \pm 1,173$ °Brix. Por fim, os valores de pH variaram em 8,9% entre os dois estados de maturação, no estado de maturação menos avançado, os valores variaram entre 3,610 e 4,080, com uma média de $3,881 \pm 0,099$, no estado mais avançado os valores variaram entre 3,380 e 3,68, com uma média inferior aos anteriores de $3,536 \pm 0,093$.

3.2.2. Cor

3.2.2.1. Cor da pele

3.2.2.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

3.2.2.1.1.1. Temperatura ambiente

Quando os kiwis tratados em estado de maturação menos avançado foram colocados à temperatura ambiente não houve variação significativa no parâmetro L^* da pele, entre o controlo e os tratamentos, ao longo do tempo (**Tabela 3.2**).

Tabela 3.2: Valores do parâmetro L^* da pele, após colocação dos kiwis tratados, em estado de maturação menos avançado, à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
7	Controlo	47,947	1,853	3,865
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	48,092	0,698	1,451
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	47,222	0,815	1,726
14	Controlo	46,492	0,943	2,028
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	46,025	0,653	1,419
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	47,983	1,351	2,816

Os valores da saturação não variaram significativamente em relação ao controlo passados 7 dias de tratamento, já passados 14 dias, houve um acréscimo significativo dos valores em 8,4% com o uso de oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%) (variou entre 15,792 e 16,596, com média de $16,265 \pm 0,334$) e em 17,9% com a utilização dos oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%) (variou entre 17,297 e 18,152, com média de $17,690 \pm 0,318$). Houve um aumento do grau de saturação da cor, nos dois tratamentos, em relação ao controlo (**Figura 3.2**). Comparativamente ao tempo 0 não se verificou uma alteração significativa com a aplicação dos oligossacáridos, no entanto, houve um decréscimo com o controlo em 15,8%. No segundo gráfico pode verificar-se a evolução deste parâmetro com a aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

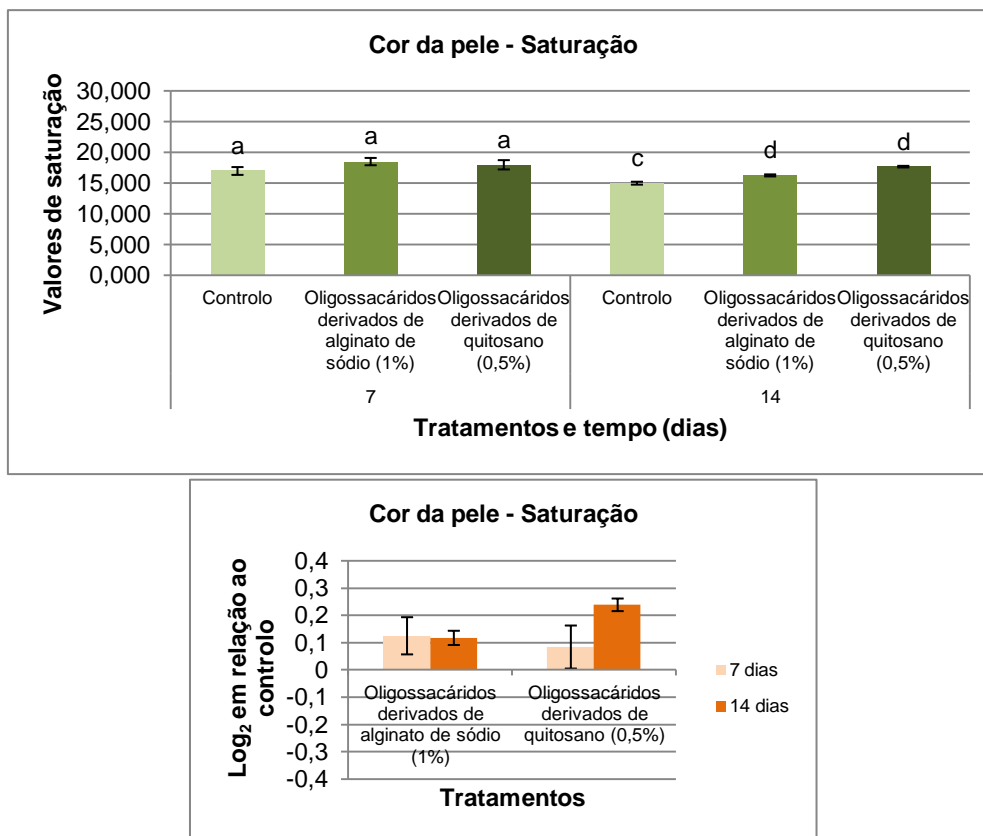


Figura 3.2: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 7 dias e as letras c e d passados 14 dias (p-value < 0,05).

Quando avaliado o parâmetro matiz da pele, ainda à temperatura ambiente, verificou-se não existirem diferenças estatísticas com os tratamentos ao longo do tempo, relativamente ao controlo (Tabela 3.3).

Tabela 3.3: Valores do parâmetro matiz da pele, após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05)

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
7	Controlo	74,543	2,190	2,938
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	75,074	2,230	2,970
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	72,962	2,469	3,384
14	Controlo	72,707	1,437	1,976
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	72,605	0,726	1,000
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	72,442	1,284	1,773

3.2.2.1.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Quando os kiwis foram colocados à temperatura de refrigeração de 1°C, o parâmetro L* da pele não variou estatisticamente ao longo do tempo. Apenas se verificaram diferenças estatísticas em relação ao controlo passados 56 dias de tratamento com oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%). Neste caso, os valores variaram entre 44,220 e 46,480, apresentando um valor médio de

45,213±1,316, com um decréscimo significativo dos valores em 4,7% (**Figura 3.3**). Comparativamente ao tempo 0, este tratamento teve um decréscimo maior (9,1%) do que o controlo (4,6%). No segundo gráfico pode verificar-se o ocorrido com a aplicação dos tratamentos, em relação ao controlo, ao longo do tempo.

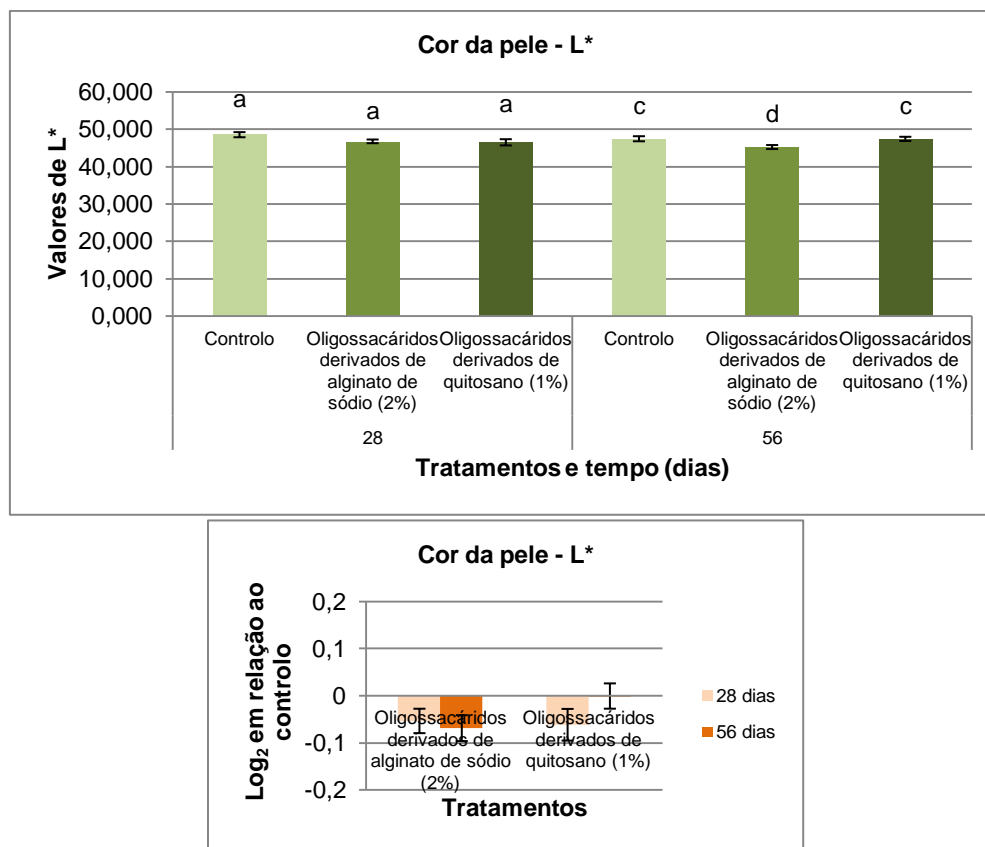


Figura 3.3: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro L* da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 28 dias e as letras c e d passados 56 dias (p-value < 0,05).

Nestas condições, os kiwis não demonstraram qualquer diferença estatística no estudo da saturação e matiz da pele com a aplicação dos tratamentos ao longo do tempo, relativamente ao controlo (**Tabela 3.4** e **Tabela 3.5**).

Tabela 3.4: Valores do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	18,312	1,619	8,841
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	16,956	1,883	11,105
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	17,915	1,935	10,801
56	Controlo	17,282	1,887	10,919
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	17,064	1,399	8,199
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	17,503	0,320	1,828

Tabela 3.5: Valores do parâmetro matiz da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	75,545	3,724	4,930
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	74,334	1,557	2,095
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	73,893	0,807	1,092
56	Controlo	74,024	1,671	2,257
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	74,825	1,612	2,154
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	74,359	3,114	4,188

3.2.2.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

3.2.2.1.2.1. Temperatura ambiente

Nos kiwis, em estado de maturação mais avançado, à temperatura ambiente, não houve diferenças significativas com o parâmetro L* da pele passados 14 dias de conservação, entre o controlo e os tratamentos.

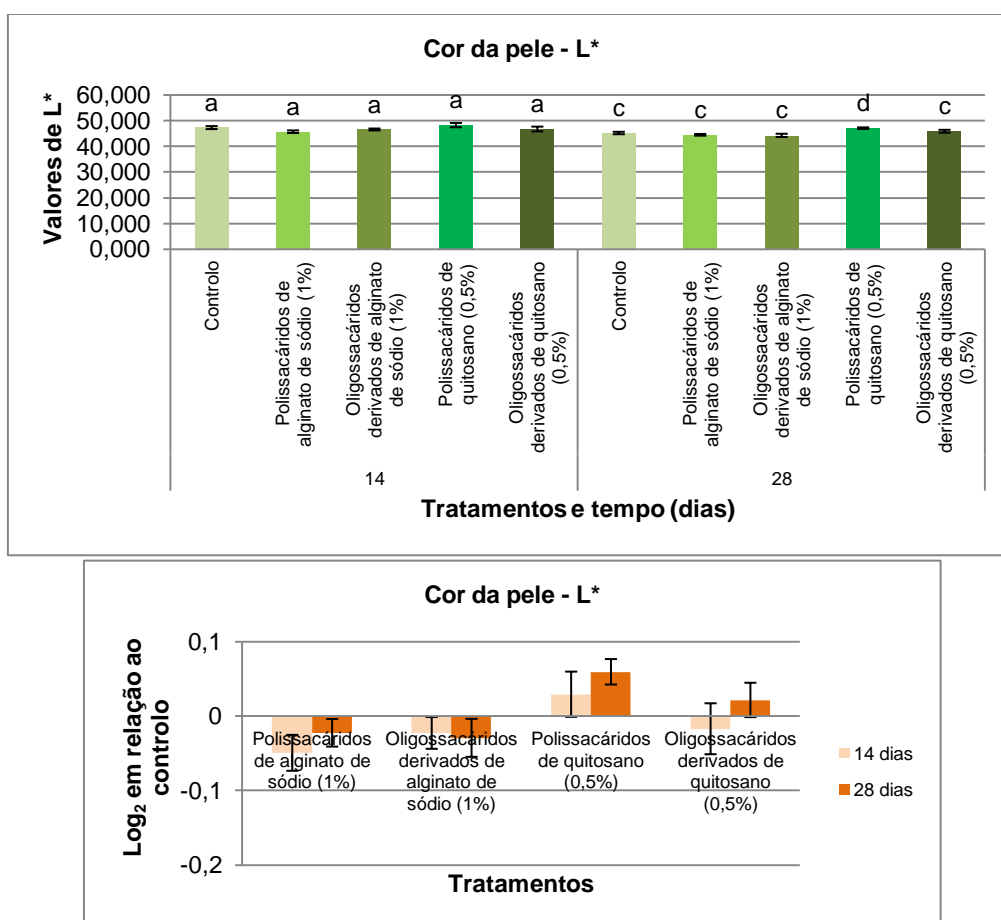


Figura 3.4: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro L* da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 14 dias e as letras c e d passados 28 dias (p-value < 0,05).

Passados 28 dias, houve um acréscimo em 4,2% nos valores, com a utilização de polissacáridos de quitosano (0,5%), relativamente ao controlo. Neste caso, os resultados variaram entre 46,350 e 47,850, com uma média de $47,080 \pm 0,658$ (**Figura 3.4**). Não se verificou alteração entre o tempo 0 e este tratamento, mas houve uma redução dos valores entre o tempo 0 e o controlo de 5,2%. No segundo gráfico verificar-se o resultado da aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

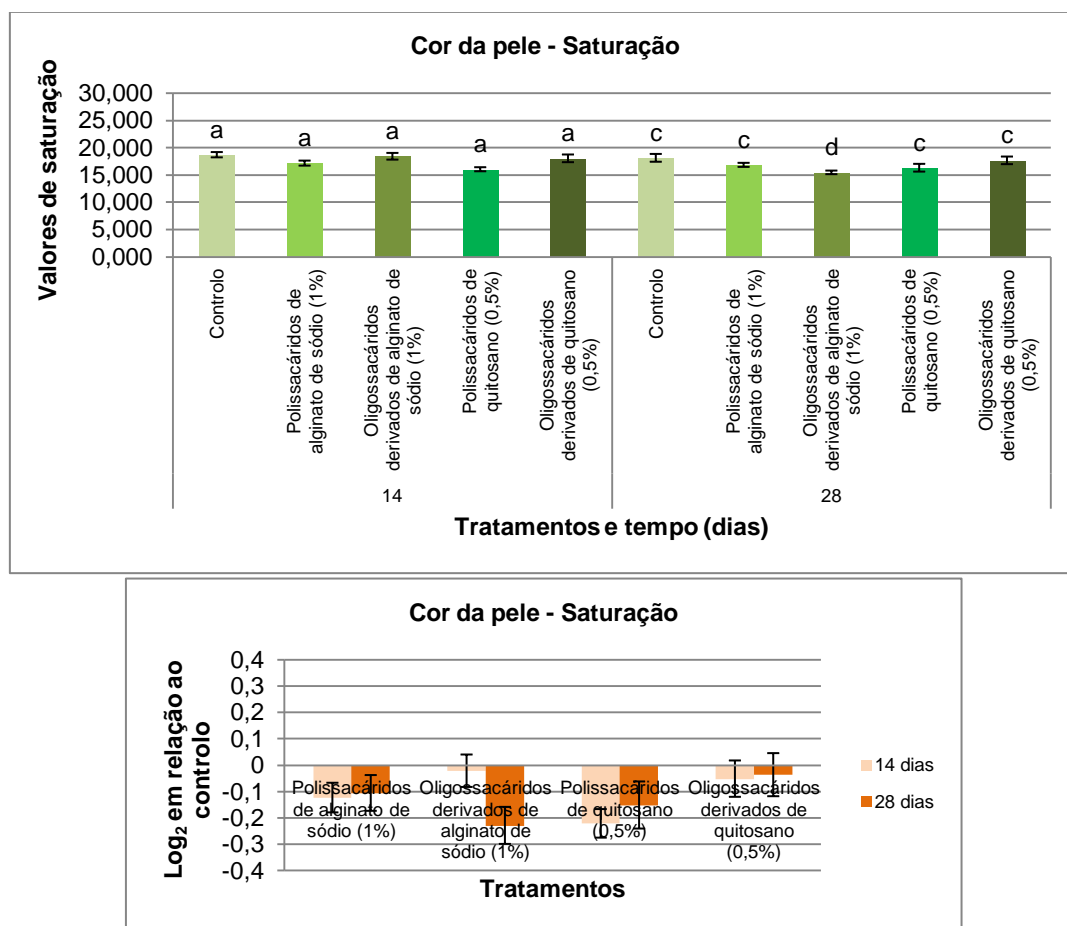


Figura 3.5: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 14 dias e as letras c e d passados 28 dias ($p\text{-value} < 0,05$).

Nos kiwis em estado de maturação mais avançado, não se verificaram diferenças estatísticas entre o controlo e os tratamentos, passados 14 dias da sua aplicação. Passados 28 dias, apenas houve diferenças significativas com a aplicação de oligossacáridos provenientes de alginato de sódio (1%). Neste caso os valores variaram entre 14,392 e 16,368, com uma média de $15,435 \pm 0,811$; apresentando um decréscimo dos valores em 14,7%, em relação ao controlo (**Figura 3.5**). De acordo com os resultados obtidos houve um decréscimo significativo entre o tempo 0 e este tratamento em 11,385%, por outro lado, o tempo 0 e o controlo não variaram significativamente. No segundo gráfico é possível verificar o ocorrido com a aplicação dos tratamentos relativamente ao controlo ao longo do tempo.

O parâmetro matiz da pele não variou significativamente ao longo do tempo em relação ao controlo, nos kiwis com este estado de maturação (**Tabela 3.6**).

Tabela 3.6: Valores do parâmetro matiz da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	73,426	3,277	4,463
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	73,087	2,644	3,618
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	72,854	2,421	3,323
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	73,046	2,821	3,862
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	72,069	3,678	5,103
28	Controlo	69,918	1,727	2,470
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	72,100	1,433	1,988
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	69,980	1,337	1,911
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	72,015	2,973	4,128
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	70,417	3,101	4,404

3.2.2.1.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Quando expostos os kiwis, em estado de maturação mais avançado, à temperatura de 1°C, houve variação significativa no parâmetro L* da pele, com os tratamentos com polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano passados 35 dias da sua aplicação em relação ao controlo. Com o tratamento com polissacáridos de quitosano (1%), os valores variaram entre 47,130 e 50,090, com uma média de $48,910 \pm 1,136$; traduzindo-se num acréscimo de 11,6% dos valores em relação ao controlo. Verificou-se um acréscimo significativo entre tempo 0 e este tratamento em 2,7%. No caso do tratamento com oligossacáridos derivados de quitosano, os valores variaram entre 45,870 e 46,180, com uma média de $46,295 \pm 0,409$, correspondendo a um acréscimo de 5,6% dos valores. Em relação ao tempo 0, os valores deste tratamento não variaram, já o controlo decreceu 8,0%. Passados 53 dias apenas a utilização de polissacáridos de quitosano (1%) se destacou estatisticamente, com um acréscimo de 6,5%, em relação ao controlo, com uma variação de valores entre 46,390 e 47,020, e uma média de $46,723 \pm 0,260$ (**Figura 3.6**). Os valores não variaram comparando o tempo 0 e o tratamento, mas verificou-se um decréscimo de 7,9% dos valores obtidos no controlo. No segundo gráfico verificam-se os resultados da aplicação dos tratamentos relativamente ao controlo ao longo do tempo.

No parâmetro saturação da pele, nas condições referidas, não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos (**Tabela 3.7**).

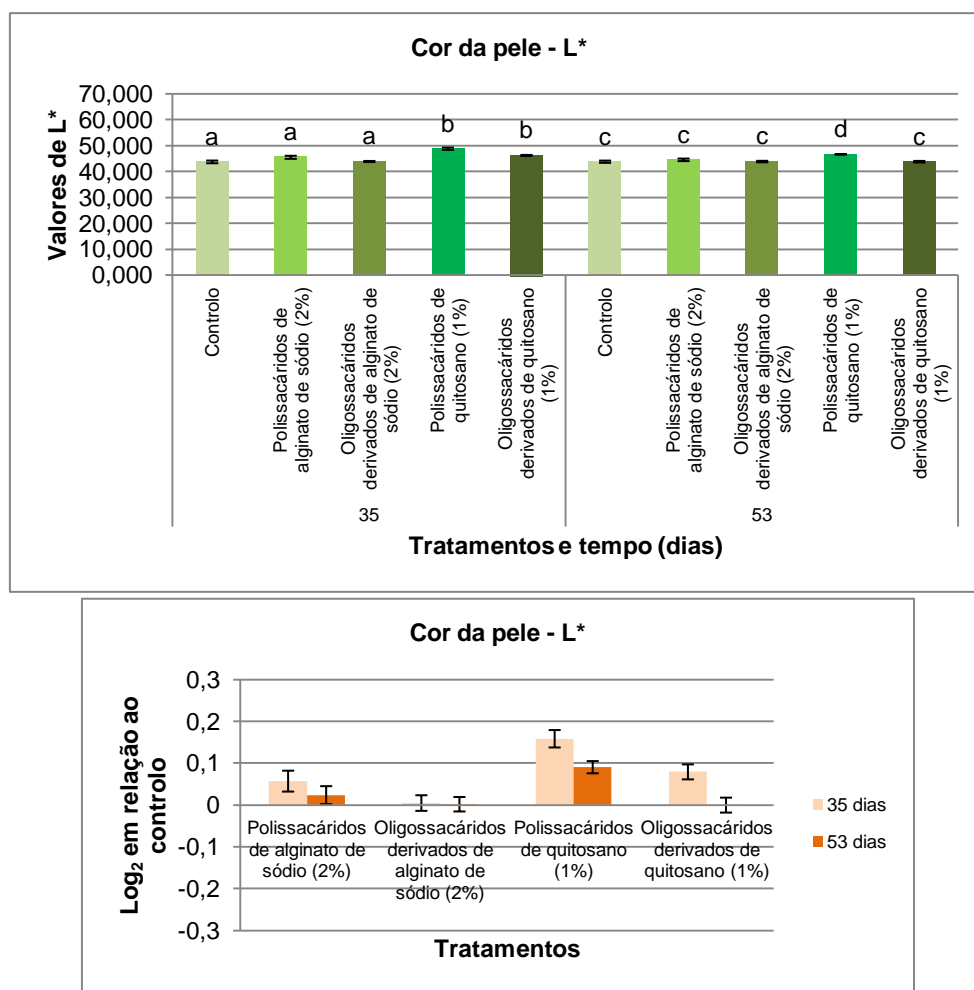


Figura 3.6: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro L* da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançada à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

Tabela 3.7: Valores do parâmetro saturação da pele após colocação dos kiwis em estado de maturação mais avançada à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	15,467	1,148	7,422
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	16,888	1,064	6,300
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	13,928	0,829	5,952
	Polissacáridos de quitosano (1%)	15,053	0,618	4,105
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	16,713	1,102	6,594
53	Controlo	16,306	2,642	16,203
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	16,561	1,865	11,261
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	17,317	1,191	6,878
	Polissacáridos de quitosano (1%)	15,687	1,049	6,687
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	16,677	0,293	1,757

Relativamente ao parâmetro matiz da pele houve diferenças significativas com o uso de ambos os polissacáridos, em relação ao controlo, passados 35 dias de conservação a 1°C. Com os polissacáridos de alginato de sódio (2%), os valores variaram entre 71,442 e 77,178, com uma média de 74,255±2,559, tendo havido um acréscimo dos valores em 5,0% em relação ao controlo. No caso

dos polissacáridos de quitosano (1%), houve um acréscimo de 6,2% e os valores variaram entre 71,853 e 78,292, com uma média de $75,059 \pm 2,337$. Não houve diferenças significativas com o uso de ambos os polissacáridos, relativamente ao tempo 0, no entanto, com o controlo houve um decréscimo dos valores em 4,1%. Passados 53 dias dos tratamentos, não houve diferenças significativas entre os controlos e os tratamentos (**Figura 3.7**). No segundo gráfico verificam-se os resultados da aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

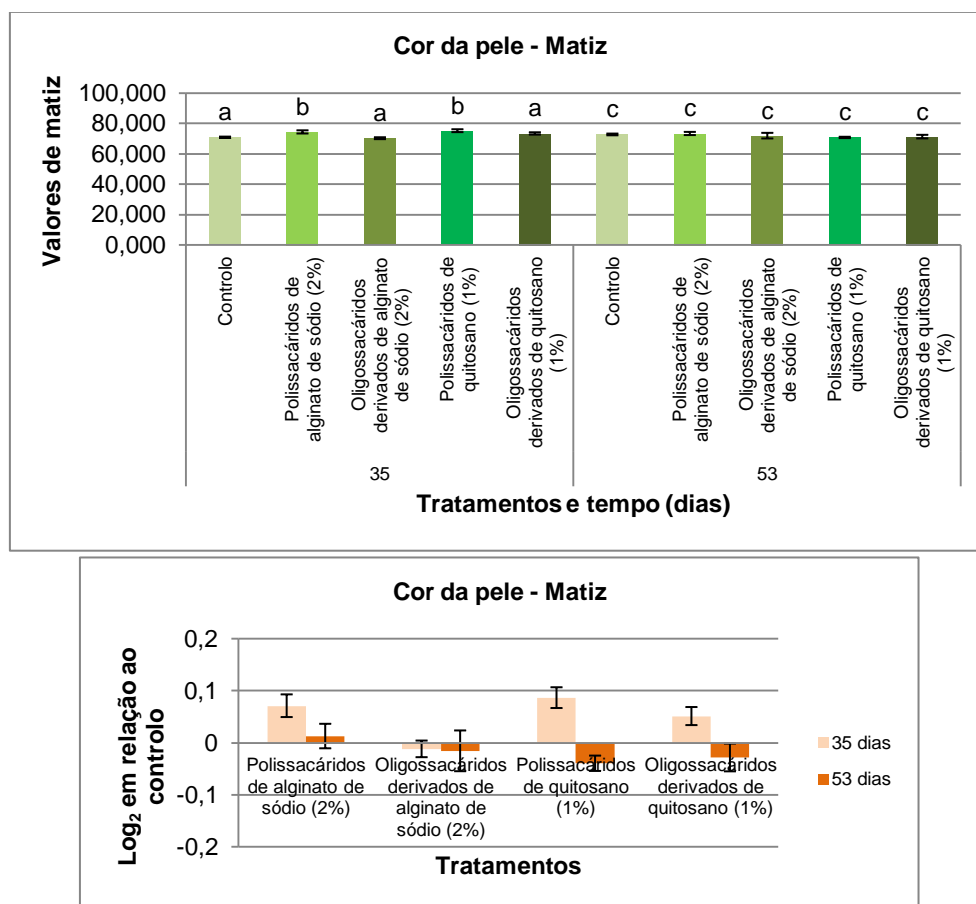


Figura 3.7: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro matiz da pele após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

3.2.2.2. Cor da polpa

3.2.2.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

3.2.2.2.1.1. Temperatura ambiente

Quando os kiwis em estado de maturação menos avançado foram deixados à temperatura ambiente, os valores do parâmetro L* da polpa diminuíram estatisticamente 11,5%, passados 7 dias

de tratamento com oligossacáridos provenientes de alginato de sódio (1%), em relação ao controlo, com os valores a variarem entre 45,190 e 57,680, com uma média de $52,922 \pm 5,041$. Observou-se um decréscimo significativo em 9,1% entre o tempo 0 e este tratamento, o que não aconteceu com o controlo. Passados 14 dias não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos. **(Figura 3.8)**. No segundo gráfico verifica-se o ocorrido com a aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

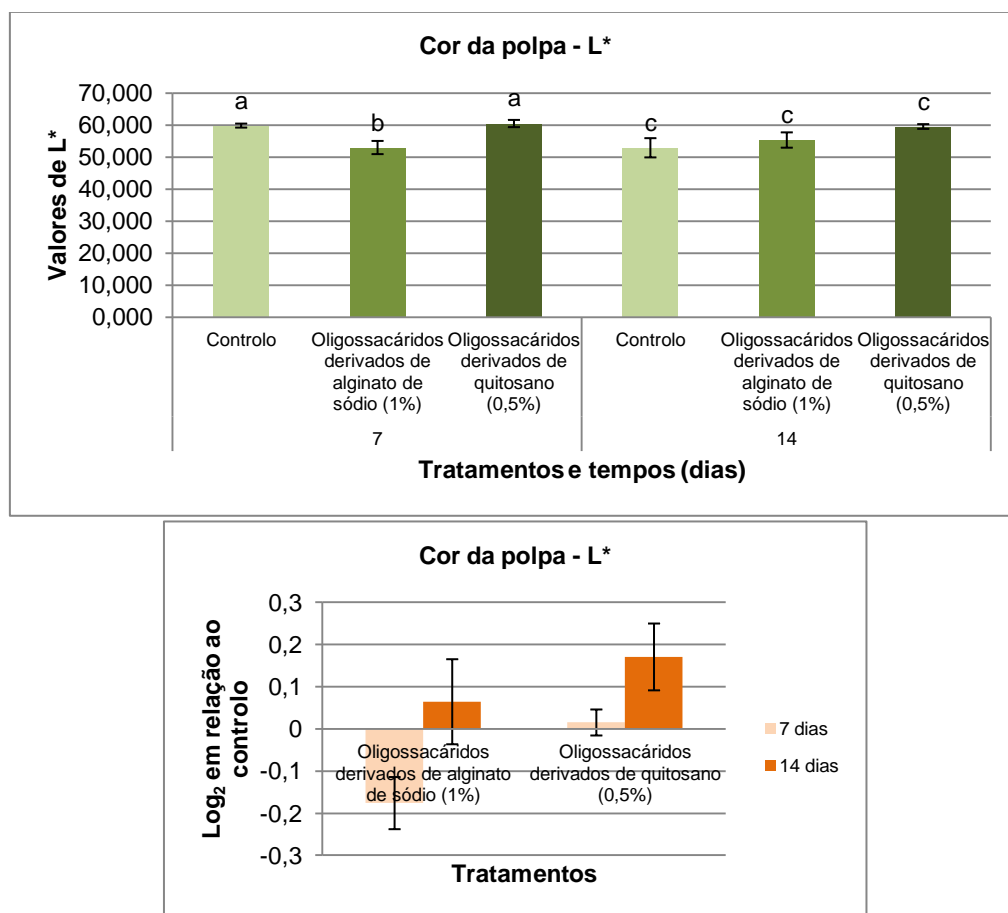


Figura 3.8: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 7 dias e as letras c e d passados 14 dias (p-value < 0,05).

Com a avaliação do parâmetro saturação da polpa não se observou diferenças significativas passados 7 dias da aplicação dos tratamentos, em relação ao controlo, por outro lado, passados 14 dias, a aplicação de oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%) conduziu a um acréscimo significativo dos valores em relação ao controlo em 16,8%. Neste caso, os valores variaram entre 34,469 e 37,721, com uma média de $36,682 \pm 1,273$ **(Figura 3.9)**. Não se verificaram diferenças significativas, entre tempo 0 e o tratamento, mas houve um decréscimo dos valores entre o tempo 0 e o controlo de 13,0%. No segundo gráfico é possível verificar o que aconteceu com a aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

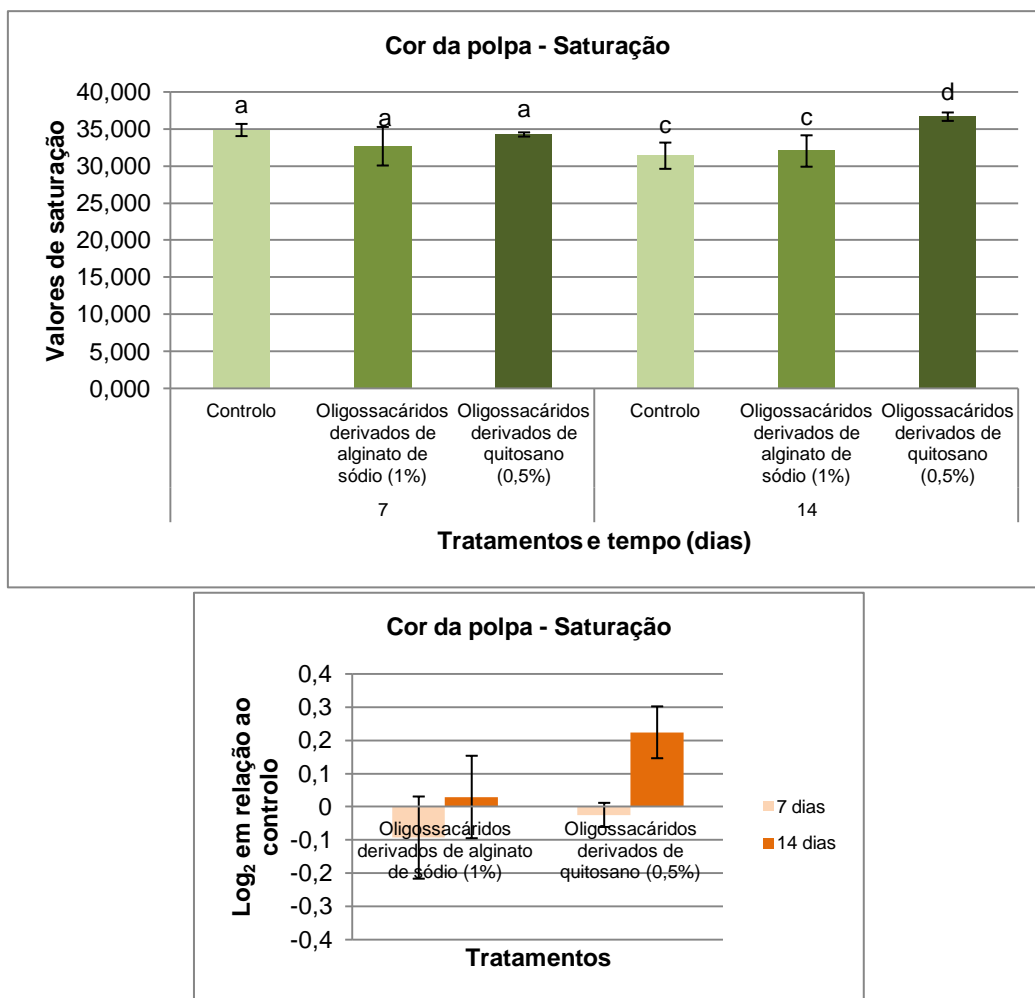


Figura 3.9: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controle. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controle passados 7 dias e as letras c e d passados 14 dias (p-value < 0,05).

Não houve diferenças estatísticas com a avaliação do parâmetro matiz da polpa ao longo do tempo com a aplicação dos tratamentos, relativamente ao controle (**Tabela 3.8**).

Tabela 3.8: Valores do parâmetro matiz da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controle em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
7	Controle	115,212	0,856	0,743
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	115,369	1,002	0,869
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	114,668	1,107	0,965
14	Controle	115,739	0,485	0,419
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	114,974	0,761	0,662
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	114,277	0,346	0,303

3.2.2.2.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Com o parâmetro L^* da polpa, à temperatura de 1°C, nos kiwis em estado de maturação menos avançado, não houve diferenças significativas, ao longo do tempo, com a aplicação dos diferentes tratamentos relativamente ao controlo (**Tabela 3.9**).

Tabela 3.9: Valores do parâmetro L^* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	49,472	1,860	3,760
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	48,962	2,625	5,361
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	49,530	1,768	3,570
56	Controlo	50,660	2,697	5,324
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	49,513	1,406	2,840
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	47,886	0,787	1,643

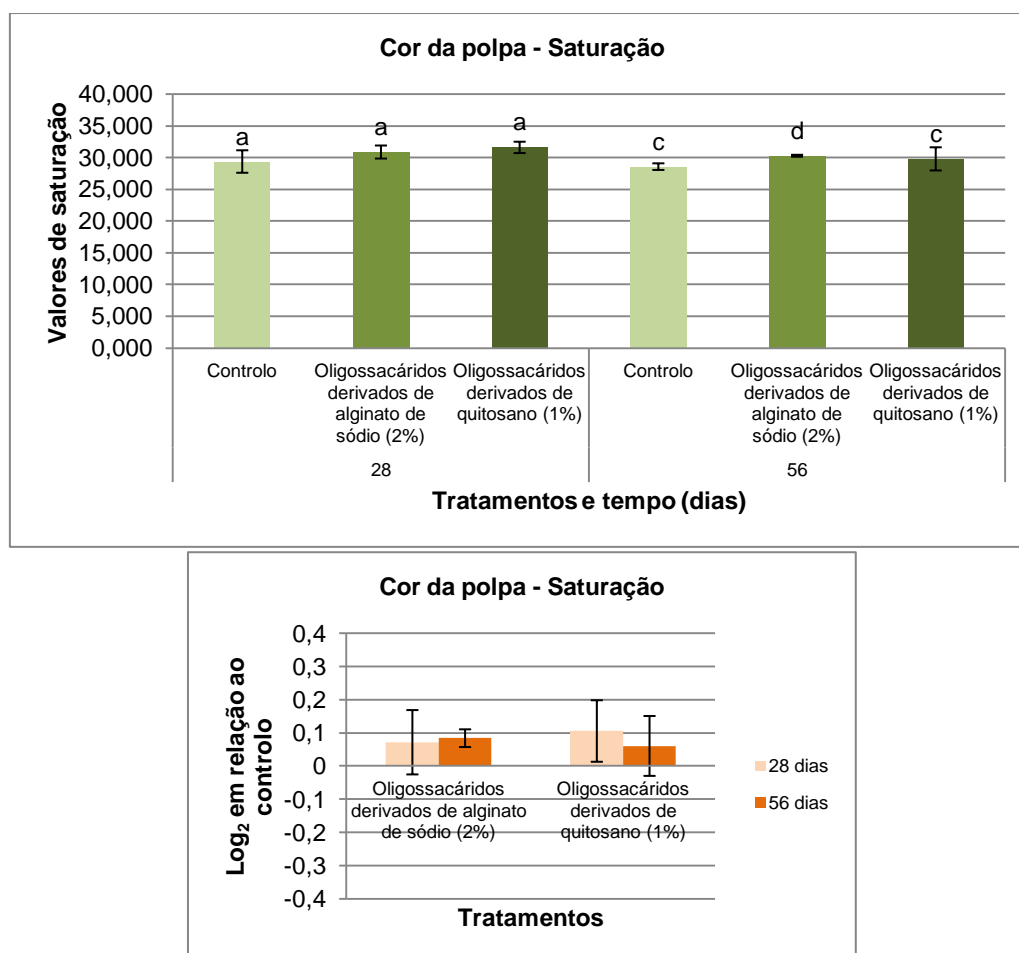


Figura 3.10: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 28 dias e as letras c e d passados 56 dias (p-value < 0,05).

Com o parâmetro saturação da polpa, à temperatura de conservação de 1°C, não houve diferenças significativas com a aplicação dos diversos tratamentos passados 28 dias, relativamente ao controlo. Passados 56 dias da aplicação do tratamento com oligossacáridos provenientes de alginato de sódio (2%), houve um acréscimo significativo de 6,0% em relação ao controlo, tendo variado entre 30,058 e 30,724, com uma média de $30,270 \pm 0,311$ (**Figura 3.10**). Houve um decréscimo menor dos valores com a aplicação deste tratamento, relativamente ao tempo 0 em 16,1% do que com a aplicação do controlo, que decresceu 20,8%. No segundo gráfico verificam-se os resultados da aplicação dos tratamentos relativamente ao controlo ao longo do tempo.

Os valores de matiz da polpa não variaram estatisticamente entre o controlo e os tratamentos, ao longo do tempo (**Tabela 3.10**).

Tabela 3.10: Valores do parâmetro matiz da polpa, após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	114,271	1,412	1,236
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	114,757	1,176	1,025
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	115,066	0,419	0,364
56	Controlo	114,929	0,561	0,488
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	114,785	1,165	1,015
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	114,724	0,298	0,260

3.2.2.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

3.2.2.2.2.1. Temperatura ambiente

Quando conservados à temperatura ambiente, nos kiwis em estado de maturação mais avançado, não houve diferenças significativas nos valores dos parâmetros L*, saturação e matiz da polpa com a aplicação dos diferentes tratamentos aplicados relativamente ao controlo (**Tabela 3.11**, **Tabela 3.12** e **Tabela 3.13**).

Tabela 3.11: Valores do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	50,418	1,605	3,183
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	52,060	4,258	8,179
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	50,000	3,384	6,768
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	50,098	2,925	5,839
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	50,698	3,020	5,957
28	Controlo	50,152	2,211	4,409
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	51,008	1,040	2,039
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	48,018	3,070	6,393
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	48,915	2,152	4,400
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	47,553	6,926	14,565

Tabela 3.12: Valores do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	26,781	4,531	16,919
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	28,512	3,884	13,622
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	26,957	3,529	13,091
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	27,580	3,683	13,354
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	29,308	2,441	8,329
28	Controlo	29,726	2,097	7,054
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	32,156	3,396	10,561
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	30,022	3,270	10,892
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	27,900	5,319	19,065
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	27,725	7,456	26,893

Tabela 3.13: Valores do parâmetro matiz da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	113,654	0,923	0,812
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	112,507	0,309	0,275
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	112,991	1,898	1,680
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	114,385	0,868	0,759
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	113,949	2,185	1,918
28	Controlo	112,289	1,333	1,187
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	112,501	2,198	1,954
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	112,811	2,080	1,844
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	108,336	6,598	6,090
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	111,720	2,674	2,393

3.2.2.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

À temperatura de refrigeração (1°C), também não houve diferenças significativas no estudo dos parâmetros L*, saturação e matiz da polpa, quando comparados com o controlo e os diferentes tratamentos, ao longo do tempo (**Tabela 3.14**, **Tabela 3.15** e **Tabela 3.16**).

Tabela 3.14: Valores do parâmetro L* da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	46,160	2,750	5,958
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	48,313	1,459	3,020
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	47,335	1,999	4,223
	Polissacáridos de quitosano (1%)	47,700	2,641	5,537
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	49,455	1,464	2,960
53	Controlo	48,626	3,054	6,281
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	47,628	1,010	2,121
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	47,576	0,202	0,425
	Polissacáridos de quitosano (1%)	45,763	2,642	5,773
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	47,052	1,619	3,441

Tabela 3.15: Valores do parâmetro saturação da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	32,614	0,948	2,907
	Polissacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	32,805	0,963	2,936
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	33,149	2,047	6,175
	Polissacáridos de quitosano (1%)	32,835	2,355	7,172
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	31,675	3,680	11,618
53	Controlo	32,032	2,190	6,837
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	31,641	3,407	10,768
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	30,031	5,010	16,683
	Polissacáridos de quitosano (1%)	30,655	4,392	14,327
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	29,121	3,663	12,579

Tabela 3.16: Valores do parâmetro matiz da polpa após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	115,219	1,091	0,947
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	113,693	0,788	0,693
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	114,240	1,422	1,245
	Polissacáridos de quitosano (1%)	114,522	1,285	1,122
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	113,505	1,152	1,015
53	Controlo	113,652	1,659	1,460
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	113,694	0,583	0,513
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	114,304	0,638	0,558
	Polissacáridos de quitosano (1%)	113,811	1,493	1,312
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	112,912	1,026	0,909

3.2.3. Textura

3.2.3.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

3.2.3.1.1. Temperatura ambiente

Nos kiwis, em estado de maturação menos avançado, colocados à temperatura ambiente, não houve diferenças significativas na textura (força máxima) ao longo do tempo entre o controlo e os tratamentos aplicados (**Tabela 3.17**).

Tabela 3.17: Valores do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (gf)	Desvio Padrão	CV (%)
7	Controlo	5220,660	569,923	10,917
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	3437,867	3055,032	88,864
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	4090,583	2471,885	60,429
14	Controlo	2598,683	2431,624	93,571
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	2903,483	2404,042	82,799
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	4315,017	1484,710	34,408

3.2.3.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Quando sujeitos à temperatura de refrigeração de 1°C, os valores da força máxima passados 28 dias não mostraram diferenças significativas com nenhum dos tratamentos aplicados relativamente ao controlo. Passados 56 dias houve diferenças significativas entre o controlo e o tratamento com oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%), com um aumento de 56,8% dos valores. Os valores deste tratamento variaram entre 690,500 gf e 940,400 gf, com uma média de 820,460±91,729 gf (**Figura 3.11**). Com a sua aplicação, relativamente ao tempo 0, houve um decréscimo menor de 84,0% do que com o controlo, em que a redução foi de 89,8%. No segundo gráfico verifica-se o ocorrido com a aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

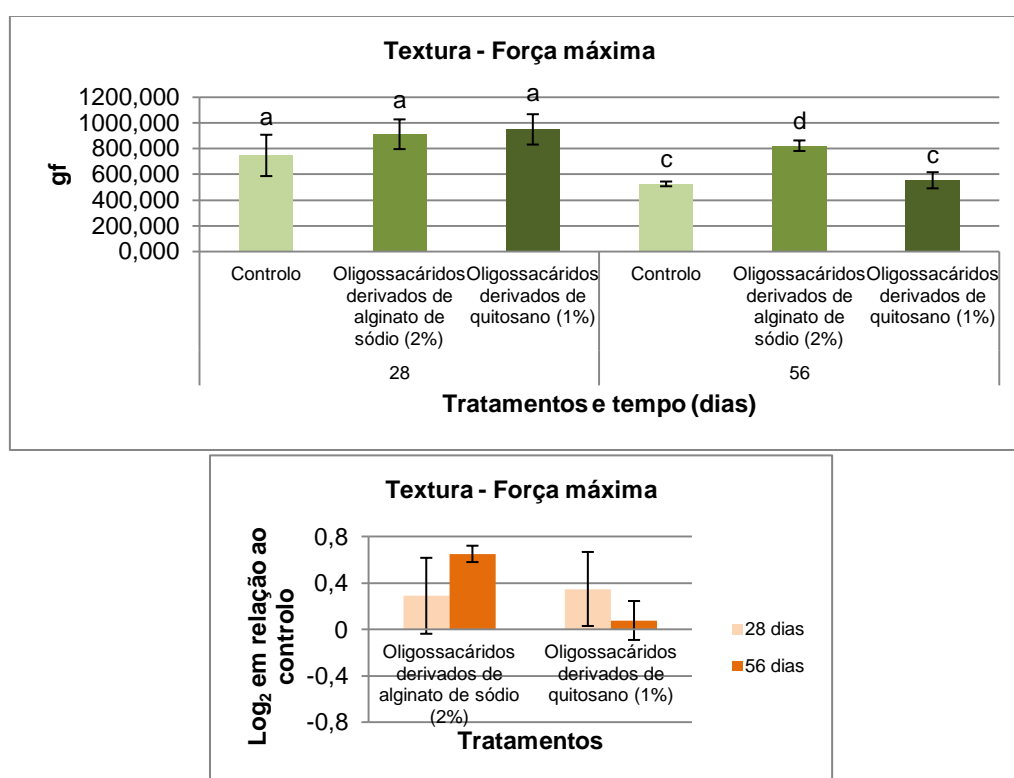


Figura 3.11: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 28 dias e as letras c e d passados 56 dias (p-value < 0,05).

3.2.3.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

3.2.3.2.1. Temperatura ambiente

Nos kiwis em estado de maturação mais avançado não se obteve diferenças significativas à temperatura ambiente nos valores de textura (força máxima) entre o controlo e os diversos tratamentos ao longo do tempo (**Tabela 3.18**).

Tabela 3.18: Valores do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (gf)	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	735,717	574,718	78,117
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	585,440	354,613	60,572
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	624,783	334,770	53,582
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	715,283	641,188	89,641
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	819,083	349,383	42,655
28	Controlo	526,333	489,317	92,967
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	344,733	182,010	52,797
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	126,100	99,065	78,561
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	156,400	126,055	80,598
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	122,740	74,705	60,864

3.2.3.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Registaram-se diferenças significativas nos valores de textura (força máxima) nos dois tempos estudados, quando conservados os kiwis à temperatura de refrigeração de 1°C.

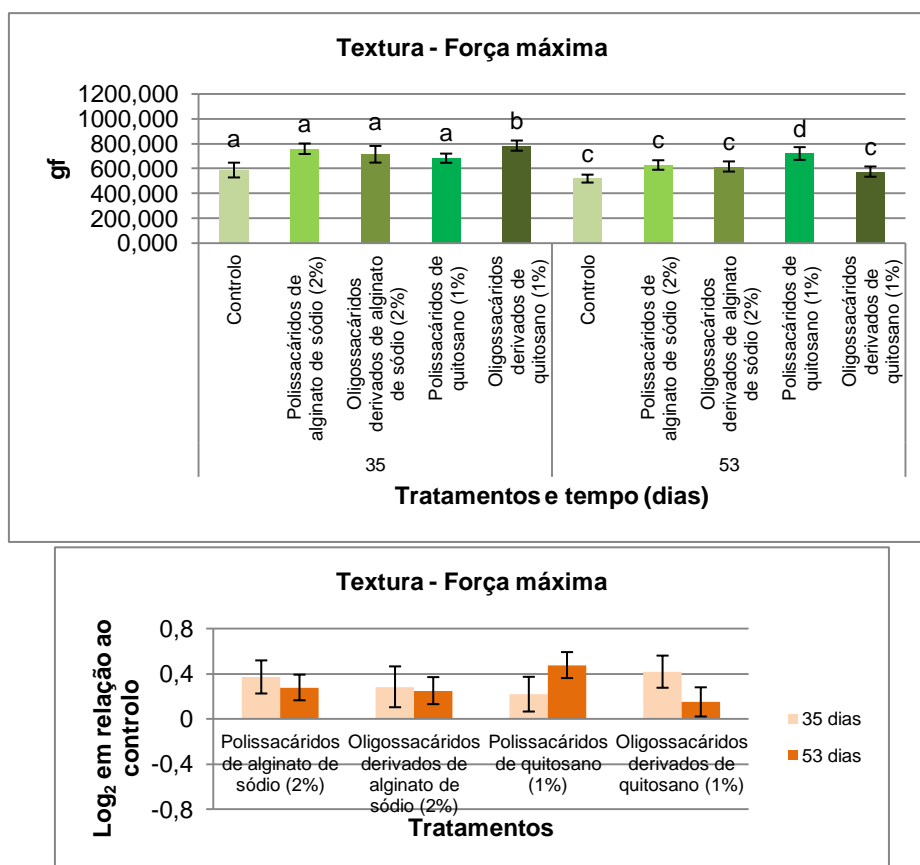


Figura 3.12: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro textura (força máxima) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

Passados 35 dias, os valores obtidos após o tratamento com oligossacáridos derivados de quitosano (1%) variaram entre 679,500 gf e 906,400 gf, com uma média de 784,840±91,741 gf e com

um acréscimo significativo de 33,4% em relação ao controle. Não se verificaram diferenças significativas entre o tempo 0 e a aplicação do tratamento, mas com o controle houve um decréscimo dos valores em 52,9%. Passados 53 dias, obtiveram-se valores para o tratamento com polissacáridos de quitosano (1%) entre 603,200 gf e 928,600 gf, com uma média de $721,483 \pm 125,529$ gf e com um acréscimo significativo de 38,9% em relação ao controle (**Figura 3.12**). Com este tratamento não houve diferenças em relação ao tempo 0, ao contrário do controle que decresceu 58,4%. No segundo gráfico verificam-se os resultados da aplicação dos tratamentos em relação ao controle ao longo do tempo.

3.2.4. Sólidos solúveis

3.2.4.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

3.2.4.1.1. Temperatura ambiente

Os valores obtidos no estudo dos sólidos solúveis, nos kiwis em estado de maturação menos avançado, não variaram significativamente ao longo do tempo, entre o controle e os tratamentos, quando conservados à temperatura ambiente (**Tabela 3.19**).

Tabela 3.19: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controle em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (°Brix)	Desvio Padrão	CV (%)
7	Controle	10,417	1,242	11,923
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	11,750	2,770	23,574
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	11,167	2,503	22,414
14	Controle	13,767	2,802	20,353
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	12,733	1,615	12,684
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	11,183	0,972	8,692

3.2.4.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Este parâmetro também não variou significativamente ao longo do tempo, entre o controle e os tratamentos, quando conservados os kiwis à temperatura de refrigeração (1°C) (**Tabela 3.20**).

Tabela 3.20: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controle em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (°Brix)	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controle	15,383	0,893	5,805
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	14,767	1,056	7,151
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	14,960	0,673	4,499
56	Controle	15,263	0,256	1,678
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	15,683	0,722	4,604
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	15,683	0,906	5,778

3.2.4.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

3.2.4.2.1. Temperatura ambiente

Em kiwis, em estado de maturação mais avançado, não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos, ao longo do tempo, quando avaliado este parâmetro na conservação à temperatura ambiente (**Tabela 3.21**).

Tabela 3.21: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (°Brix)	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	14,967	0,695	4,644
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	15,300	0,888	5,804
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	15,000	0,822	5,480
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	14,933	1,263	8,458
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	15,117	0,875	5,788
28	Controlo	15,000	0,579	3,860
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	15,825	0,250	1,580
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	15,367	2,052	13,353
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	15,950	1,591	9,975
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	15,483	1,602	10,347

3.2.4.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

À temperatura de refrigeração também não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos, ao longo do tempo (**Tabela 3.22**).

Tabela 3.22: Valores do parâmetro sólidos solúveis após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (°Brix)	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	15,800	0,817	5,171
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	15,850	0,208	1,312
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	15,617	1,288	8,247
	Polissacáridos de quitosano (1%)	15,600	1,071	6,865
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	15,233	1,191	7,819
53	Controlo	15,100	0,790	5,232
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	15,733	1,007	6,401
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	15,825	0,250	1,580
	Polissacáridos de quitosano (1%)	15,100	0,623	4,126
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	15,700	0,374	2,382

3.2.5. Acidez

3.2.5.1. pH

3.2.5.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

3.2.5.1.1.1. Temperatura ambiente

Passados 7 dias, em kiwis, em estado de maturação menos avançado, os valores do parâmetro pH variaram significativamente quando aplicado o tratamento com oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%), que foi superior ao controle em 3,0%. Com este tratamento os valores variaram entre 3,710 e 3,940, com uma média de $3,830 \pm 0,093$. Relativamente ao tempo 0, não houve diferenças quando comparado com o tratamento em análise, no entanto, com o controle os resultados obtidos decresceram 4,1%. Passados 14 dias não houve diferenças significativas entre os tratamentos e o controle ao longo do tempo (**Figura 3.13**). No segundo gráfico verifica-se o ocorrido com a aplicação dos tratamentos em relação ao controle ao longo do tempo.

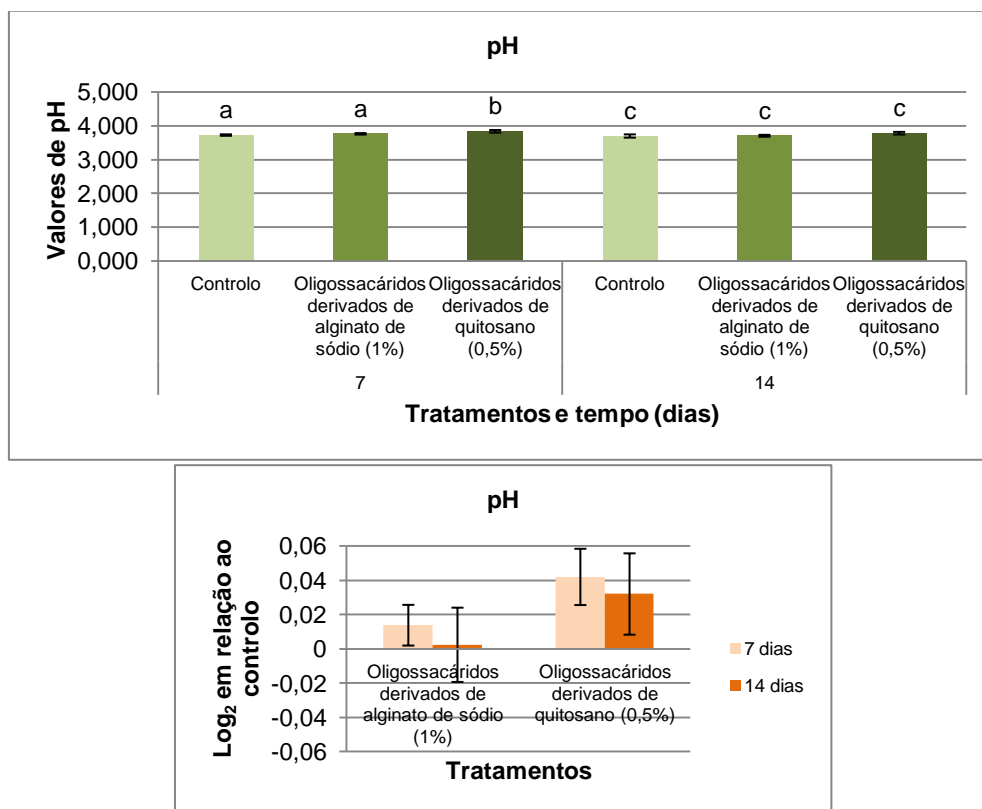


Figura 3.13: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro pH após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 7 dias e as letras c e d passados 14 dias (p-value < 0,05).

3.2.5.1.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Quando avaliado o parâmetro pH, em kiwis conservados a 1°C, não se verificaram diferenças significativas entre o controle e os tratamentos ao longo do tempo (**Tabela 3.23**).

Tabela 3.23: Valores do parâmetro pH após colocação dos kiwis em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controle em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	3,585	0,069	1,925
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	3,382	0,378	11,177
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	3,576	0,055	1,538
56	Controlo	3,512	0,035	0,997
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	3,593	0,099	2,755
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	3,496	0,025	0,715

3.2.5.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

3.2.5.1.2.1. Temperatura ambiente

Com este parâmetro também não houve diferenças significativas entre o controle e os tratamentos, nos kiwis em estado de maturação mais avançado, quando conservados os frutos à temperatura ambiente (**Tabela 3.24**).

Tabela 3.24: Valores do parâmetro pH após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controle em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
14	Controlo	3,145	0,410	13,037
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	3,223	0,305	9,463
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	3,353	0,078	2,326
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	3,266	0,330	10,104
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	3,195	0,456	14,272
28	Controlo	3,464	0,027	0,779
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	3,522	0,107	3,038
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	3,483	0,026	0,746
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)	3,460	0,086	2,486
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	3,500	0,068	1,943

3.2.5.1.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Em kiwis em estado de maturação mais avançado, entre o controle e os tratamentos não houve igualmente diferenças significativas, quando deixados os frutos a conservar à temperatura de refrigeração (**Tabela 3.25**).

Tabela 3.25: Valores do parâmetro pH após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	3,487	0,066	1,893
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	3,442	0,056	1,627
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	3,452	0,013	0,377
	Polissacáridos de quitosano (1%)	3,503	0,055	1,570
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	3,495	0,017	0,486
53	Controlo	3,502	0,077	2,199
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	3,514	0,030	0,854
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	3,503	0,072	2,055
	Polissacáridos de quitosano (1%)	3,466	0,037	1,068
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	3,538	0,015	0,424

3.2.5.2. Acidez titulável

3.2.5.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

3.2.5.2.1.1. Temperatura ambiente

Com a avaliação do parâmetro % de ácido cítrico, não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos, ao longo do tempo, com a conservação dos kiwis à temperatura ambiente (**Tabela 3.26**).

Tabela 3.26: Valores do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura ambiente. Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (%)	Desvio Padrão	CV (%)
7	Controlo	2,097	0,128	6,104
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	1,977	0,148	7,486
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	1,997	0,157	7,862
14	Controlo	1,801	0,171	9,495
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	1,782	0,136	7,632
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	1,777	0,115	6,472

3.2.5.2.1.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

No caso da temperatura de refrigeração também não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos em nenhum dos tempos estudados (**Tabela 3.27**).

Tabela 3.27: Valores do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (%)	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	1,697	0,045	2,652
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	1,702	0,106	6,228
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	1,755	0,068	3,875
56	Controlo	1,819	0,118	6,487
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	1,793	0,057	3,179
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	1,763	0,104	5,899

3.2.5.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

3.2.5.2.2.1. Temperatura ambiente

Foram encontradas diferenças estatísticas, com a conservação com recurso à temperatura ambiente, passados 14 dias, quando avaliados os kiwis tratados com polissacáridos e oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%).

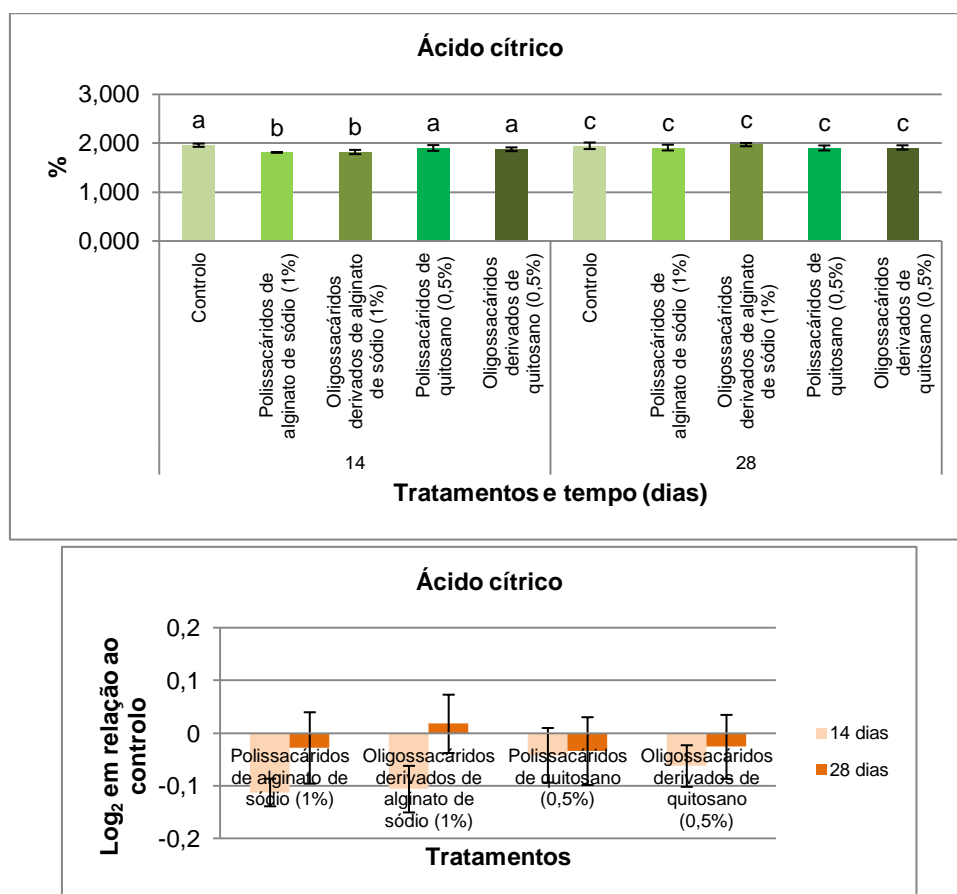


Figura 3.14: O gráfico superior mostra a variação do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura ambiente. O gráfico inferior mostra o logaritmo dos valores relativamente ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 14 dias e as letras c e d passados 28 dias (p-value < 0,05).

Verificou-se um decréscimo significativo nos valores de ácido cítrico em 7,5% no caso dos polissacáridos (que variaram entre 1,793 e 1,825, com uma média de $1,809 \pm 0,018$) e em 7,1% no caso dos oligossacáridos (que variaram entre 1,649 e 1,953, com uma média de $1,817 \pm 0,107$). Relativamente ao tempo 0, não foram encontradas diferenças significativas com a aplicação deste tratamento, mas verificou-se um acréscimo dos valores, quando comparado com o controlo em 7,4%. Passados 28 dias de aplicação dos tratamentos não se verificaram diferenças entre o controlo e os tratamentos (**Figura 3.14**). No segundo gráfico verifica-se o ocorrido com a aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

3.2.5.2.2. Temperatura de refrigeração (1°C)

Os valores de % de ácido cítrico não variaram significativamente entre o controlo e os tratamentos aplicados ao longo do tempo, após conservação dos frutos à temperatura de refrigeração (**Tabela 3.28**).

Tabela 3.28: Valores do parâmetro % de ácido cítrico após colocação dos kiwis em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	1,825	0,038	2,082
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	1,843	0,098	5,317
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	1,876	0,044	2,345
	Polissacáridos de quitosano (1%)	1,841	0,129	7,007
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	1,833	0,080	4,364
53	Controlo	1,863	0,042	2,254
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	1,899	0,098	5,161
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	1,897	0,158	8,329
	Polissacáridos de quitosano (1%)	1,849	0,058	3,137
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	1,867	0,060	3,214

3.3. Polifenóis totais e capacidade antioxidante

Na **Tabela 3.29** é mostrado uma caracterização base dos polifenóis totais e da capacidade antioxidante para cada estado de maturação. Estes valores permitem demonstrar o estado de maturação dos kiwis no momento em que foram feitos os ensaios.

Tabela 3.29: Caracterização do material vegetal usado. Os valores correspondem aos polifenóis totais e à capacidade antioxidante avaliados no tempo 0, nos kiwis em estado de maturação menos e mais avançado, à temperatura de refrigeração.

Estado de maturação	Tempo (dias)	Parâmetro		Média	Desvio Padrão	CV (%)
Kiwis em estado de maturação menos avançado	0	Polifenóis totais	Folin	194,692 (Eq. ácido gálico (µg/mL))	47,573	24,435
		Capacidade antioxidante	ABTS ⁺	178,272 (Eq. ácido ascórbico (µg/mL))	21,177	11,879
			DPPH	188,148 (Eq. trolox (µg/mL))	20,479	10,885
Kiwis em estado de maturação mais avançado	0	Polifenóis totais	Folin	207,237 (Eq. ácido gálico (µg/mL))	37,906	18,291
		Capacidade antioxidante	ABTS ⁺	150,185 (Eq. ácido ascórbico (µg/mL))	38,963	25,943
			DPPH	178,402 (Eq. trolox (µg/mL))	38,741	21,716

No estudo dos polifenóis totais e da capacidade antioxidante, estudaram-se apenas as amostras de kiwi que tinham sido sujeitas à temperatura de refrigeração (1°C). Não houve diferenças significativas entre os estados de maturação dos kiwis.

3.3.1. Determinação dos polifenóis totais

3.3.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

No teste dos polifenóis totais, nos kiwis em estado de maturação menos avançado, não houve diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos, ao longo do tempo (**Tabela 3.30**).

Tabela 3.30: Valores das concentrações dos polifenóis totais após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (Eq. ácido gálico (µg/mL))	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	213,222	55,753	26,148
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	221,323	27,922	12,616
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	199,477	16,137	8,090
56	Controlo	226,000	0,228	0,101
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	209,495	5,166	2,466
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	240,247	11,587	4,823

3.3.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

No caso dos kiwis em estado de maturação mais avançado também não houve diferenças estatísticas entre o controlo e os diferentes tratamentos aplicados, ao longo do tempo. Esta situação pode ser observada na **Tabela 3.31**.

Tabela 3.31: Valores das concentrações dos polifenóis totais após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (Eq. ácido gálico (µg/mL))	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	269,208	57,876	21,499
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	212,290	17,897	8,430
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	196,161	12,037	6,136
	Polissacáridos de quitosano (1%)	279,387	85,562	30,625
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	224,692	19,327	8,602
53	Controlo	189,315	9,642	5,093
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	220,821	25,636	11,609
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	194,907	13,088	6,715
	Polissacáridos de quitosano (1%)	196,986	18,183	9,231
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	217,953	17,763	8,150

3.3.2. Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo catião radical (ABTS⁺)

3.3.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

O estudo da capacidade antioxidante usando o método ABTS⁺, nos kiwis em estado de maturação menos avançado não mostrou diferenças significativas entre o controlo e os tratamentos. Esta situação pode ser observada na **Tabela 3.32**.

Tabela 3.32: Valores das concentrações da capacidade antioxidante (ABTS⁺) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (Eq. ácido ascórbico (µg/mL))	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	204,352	25,030	12,248
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	187,685	23,819	12,691
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	180,278	0,655	0,363
56	Controlo	215,617	21,403	9,926
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	179,815	11,685	6,498
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	185,833	12,457	6,703

3.3.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

Não houve diferenças estatísticas comparativamente ao controlo, quando utilizados os diferentes tratamentos em kiwis em estado de maturação mais avançado, ao longo do tempo (**Tabela 3.33**).

Tabela 3.33: Valores das concentrações da capacidade antioxidante (ABTS⁺) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (Eq. ácido ascórbico (µg/mL))	Desvio Padrão	CV (%)
35	Controlo	232,284	52,821	22,740
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	181,127	12,215	6,744
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	175,031	21,578	12,328
	Polissacáridos de quitosano (1%)	277,269	118,366	42,690
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	164,846	31,168	18,907
53	Controlo	149,954	30,033	20,028
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	171,327	60,186	35,129
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	162,840	20,139	12,367
	Polissacáridos de quitosano (1%)	157,593	21,799	13,832
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	172,716	12,571	7,278

3.3.3. Determinação da capacidade antioxidante determinada pelo DPPH

3.3.3.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

Os valores obtidos para o método DPPH, nos kiwis em estado de maturação menos avançado, não mostraram diferenças estatísticas ao longo do tempo com a aplicação dos tratamentos, relativamente ao controlo (**Tabela 3.34**).

Tabela 3.34: Valores das concentrações da capacidade antioxidante (DPPH) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação menos avançado à temperatura de refrigeração (1°C). Não há diferenças estatísticas relativamente ao controlo em cada tempo (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (Eq. trolox (µg/mL))	Desvio Padrão	CV (%)
28	Controlo	147,895	3,308	2,237
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	192,437	39,486	20,519
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	180,351	14,494	8,037
56	Controlo	234,737	20,616	8,783
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	204,522	6,205	3,034
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	189,415	7,380	3,896

3.3.3.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

Passados 35 dias da aplicação dos tratamentos, em kiwis em estado de maturação mais avançado, os valores apresentaram diferenças estatísticas entre o controlo e o tratamento com polissacáridos e oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%). No caso do tratamento com os polissacáridos, os valores variaram entre 149,942 µg/mL e 197,018 µg/mL, com uma média de 171,189±23,870 µg/mL e com uma redução significativa de 40,3%. No caso do tratamento com oligossacáridos, os valores variaram entre 149,357 µg/mL e 200,526 µg/mL, com uma média de 177,232± 25,891 µg/mL e com uma redução significativa de 38,2%. Relativamente ao tempo 0, nenhum dos tratamentos variou, mas o controlo decresceu 60,8%. Passados 53 dias, não se verificaram variações significativas entre o controlo e os tratamentos (**Figura 3.15**). No segundo gráfico verificam-se os resultados da aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

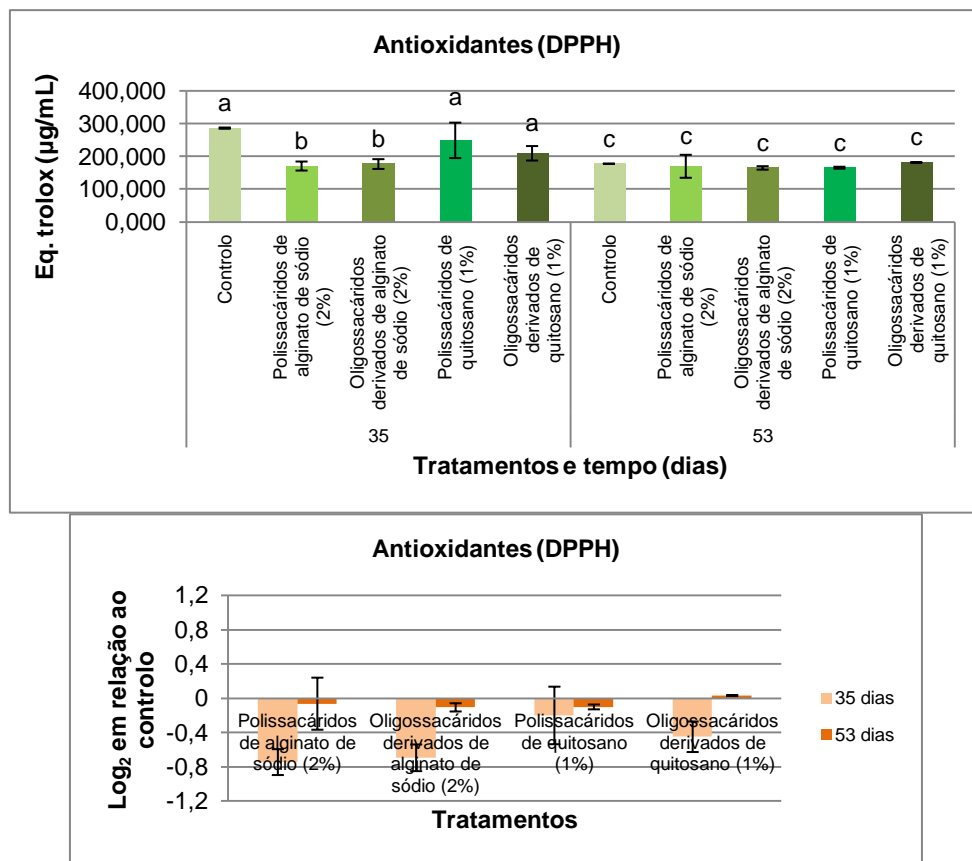


Figura 3.15: O gráfico superior corresponde às concentrações da capacidade antioxidante (DPPH) após colocação dos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado à temperatura de refrigeração (1°C). O gráfico inferior corresponde aos logaritmos das concentrações em relação ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

3.4. Determinação das atividades Enzimáticas

As atividades enzimáticas foram realizadas apenas com os tratamentos que tiveram um efeito positivo ao nível da avaliação da qualidade, ou seja, foram apenas usadas as amostras dos kiwis que tinham sido conservados à temperatura de refrigeração (1°C) tratados com oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%), no caso dos que estavam em estado de maturação menos avançado (56 dias) e tratados com polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano (1%), no caso dos que estavam em estado de maturação mais avançado (dias 35 e 53).

3.4.1. Atividade da peroxidase de ascorbato

3.4.1.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

Em kiwis em estado de maturação menos avançado houve diferenças significativas na atividade da peroxidase de ascorbato (APX) com o tratamento com oligossacáridos derivados de alginato de

sódio (2%) com um decréscimo significativo de 60,0% relativamente ao controlo, passados 56 dias do tratamento. Os valores dos oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%) variaram entre $4,973 \times 10^{-4}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL e $1,114 \times 10^{-3}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL, com uma média de $7,152 \times 10^{-4} \pm 3,461 \times 10^{-4}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL (Tabela 3.35).

Tabela 3.35: Valores da atividade enzimática da APX, em kiwis em estado de maturação menos avançado passados 56 dias da aplicação dos tratamentos. Há diferenças estatísticas entre o controlo e o tratamento (p-value < 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (µg Ác. ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL)	Desvio Padrão	CV (%)
56	Controlo	$1,788 \times 10^{-3}$	$2,105 \times 10^{-4}$	11,773
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	$7,152 \times 10^{-4}$	$3,461 \times 10^{-4}$	48,392

3.4.1.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

A atividade da enzima APX variou significativamente passados 35 dias com a aplicação de polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano em relação ao controlo.

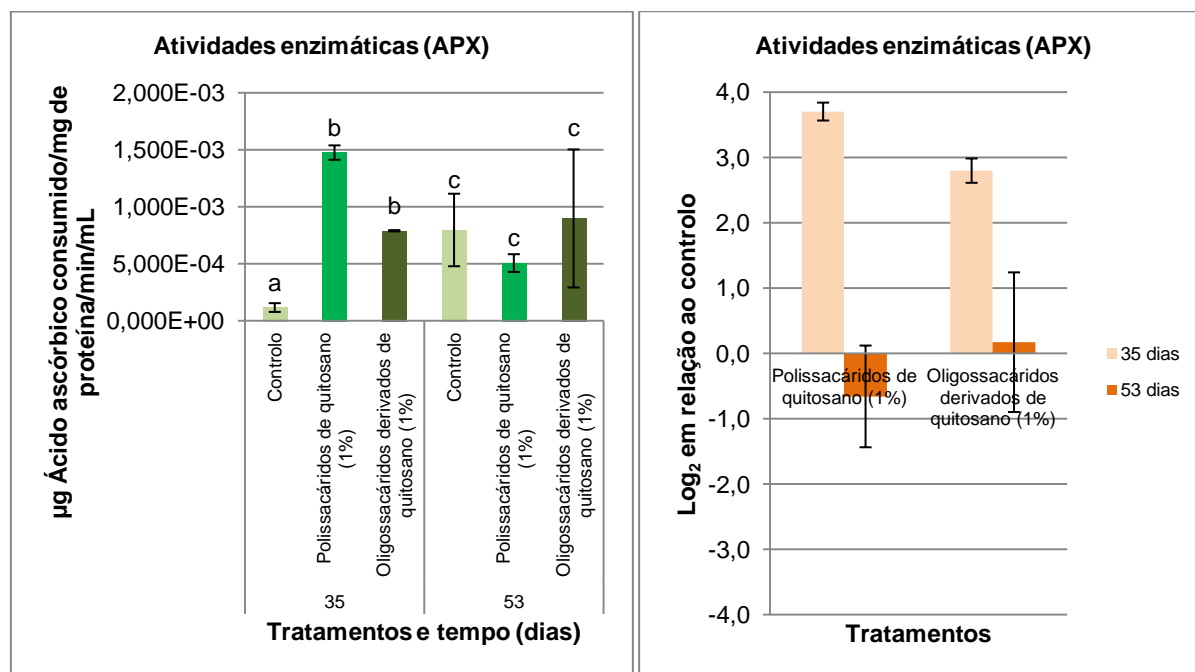


Figura 3.16: O gráfico da esquerda corresponde aos valores da atividade enzimática da enzima APX, nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado. O gráfico da direita corresponde aos logaritmos dos valores, em relação ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

Os valores do tratamento com polissacáridos de quitosano variaram entre $1,536 \times 10^{-3}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL e $1,409 \times 10^{-3}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL, com uma média de $1,472 \times 10^{-3} \pm 8,946 \times 10^{-5}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL e conduziram a um aumento da atividade em 1202,7%. Os valores do tratamento com oligossacáridos derivados de quitosano variaram entre $7,812 \times 10^{-4}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL e $7,922 \times 10^{-4}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL, com uma média de $7,867 \times 10^{-4} \pm 7,814 \times 10^{-6}$ µg ácido ascórbico consumido/mg de proteína/min/mL e conduziram a um acréscimo de 596,2%. Não houve diferenças significativas com os valores obtidos passados 53 dias de tratamentos (**Figura 3.16**). No gráfico da direita é possível verificar o que aconteceu com a aplicação dos tratamentos em relação ao controle ao longo do tempo.

3.4.2. Atividade da catalase

3.4.2.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

Nos kiwis em estado de maturação menos avançado, a atividade da catalase (CAT) não variou significativamente entre o controle e os tratamentos, ao longo do tempo (**Tabela 3.36**).

Tabela 3.36: Valores da atividade enzimática da CAT, em kiwis em estado de maturação menos avançado passados 56 dias da aplicação dos tratamentos. Não há diferenças estatísticas entre o controle e o tratamento (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (µg/g.proteína/min/mL)	Desvio Padrão	CV (%)
56	Controle	$4,496 \times 10^{-3}$	$4,134 \times 10^{-4}$	9,195
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	$4,932 \times 10^{-3}$	$1,154 \times 10^{-3}$	23,398

3.4.2.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

Após 35 dias de aplicação dos tratamentos, houve diferenças estatisticamente significativas entre o controle e os tratamentos com polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano (1%). O tratamento com os polissacáridos variou entre $5,668 \times 10^{-3}$ µg/g.proteína/min/mL e $5,688 \times 10^{-3}$ µg/g.proteína/min/mL, com uma média de $5,678 \times 10^{-3} \pm 1,420 \times 10^{-5}$ µg/g.proteína/min/mL. Neste caso, houve um acréscimo significativo de 51,9% relativamente ao controle. O tratamento com os oligossacáridos variou entre $4,906 \times 10^{-3}$ µg/g.proteína/min/mL e $5,893 \times 10^{-3}$ µg/g.proteína/min/mL, com uma média de $5,400 \times 10^{-3} \pm 6,979 \times 10^{-4}$ µg/g.proteína/min/mL; representando um acréscimo significativo de 44,5% relativamente ao controle. Após 53 dias houve também diferenças significativas entre o controle e os tratamentos com polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano. O tratamento com os polissacáridos variou entre $3,554 \times 10^{-3}$ µg/g.proteína/min/mL e $4,798 \times 10^{-3}$ µg/g.proteína/min/mL, com uma média de $4,367 \times 10^{-3} \pm 7,044 \times 10^{-4}$ µg/g.proteína/min/mL. Neste caso, houve um decréscimo significativo de 35,2% relativamente ao controle. O tratamento com os

oligossacáridos variou entre $3,638 \times 10^{-3} \mu\text{g/g.proteína/min/mL}$ e $5,342 \times 10^{-3} \mu\text{g/g.proteína/min/mL}$, com uma média de $4,199 \times 10^{-3} \pm 9,137 \times 10^{-4} \mu\text{g/g.proteína/min/mL}$; traduzindo-se num decréscimo significativo de 36,2% relativamente ao controlo. (**Figura 3.17**). No gráfico da direita verifica-se o ocorrido com a aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

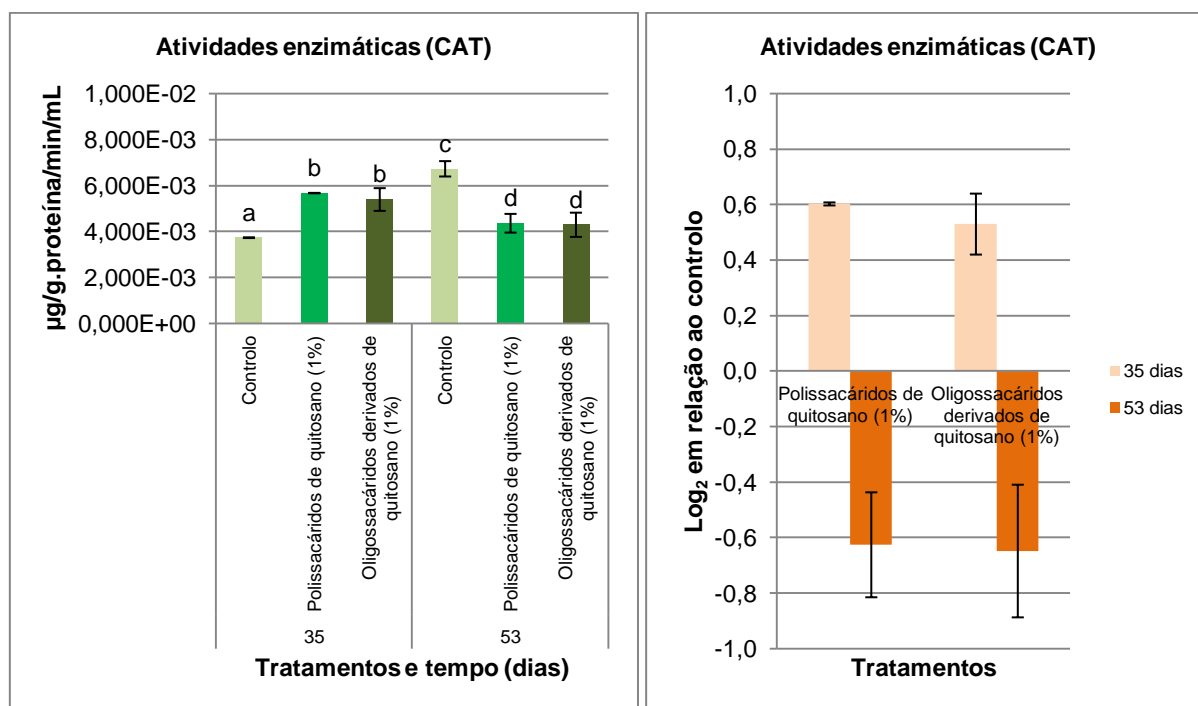


Figura 3.17: O gráfico da esquerda corresponde aos valores da atividade enzimática da CAT, nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado. O gráfico da direita corresponde aos logaritmos dos valores, em relação ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

3.4.3. Atividade da polifenoloxidase

3.4.3.1. Kiwis ensaiados em estado de maturação menos avançado

No caso dos kiwis em estado de maturação menos avançado a atividade polifenoloxidase (PPO) não apresentou diferenças significativas entre o controlo e o tratamento com oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%) (**Tabela 3.37**), passados 56 dias da sua aplicação.

Tabela 3.37: Valores da atividade enzimática da PPO, em kiwis em estado de maturação menos avançado passados 56 dias da aplicação dos tratamentos. Não há diferenças estatísticas entre o controlo e o tratamento (p-value > 0,05).

Tempo (dias)	Tratamento	Média (Abs/min/g peso fresco)	Desvio Padrão	CV (%)
56	Controlo	$3,926 \times 10^{-5}$	$8,871 \times 10^{-6}$	22,596
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	$4,472 \times 10^{-5}$	$8,621 \times 10^{-6}$	19,278

3.4.3.2. Kiwis ensaiados em estado de maturação mais avançado

Com o estudo da polifenoloxidase houve diferenças significativas observadas entre o controlo e o tratamento com polissacáridos de quitosano (1%), passados 53 dias da sua aplicação, com um decréscimo dos valores em 72,3%. Os valores deste tratamento variaram entre $1,556 \times 10^{-5}$ Abs/min/g peso fresco e $1,870 \times 10^{-5}$ Abs/min/g peso fresco, com uma média de $1,713 \times 10^{-5} \pm 2,219 \times 10^{-5}$ Abs/min/g peso fresco. Passados 35 dias não houve diferenças significativas entre os tratamentos e o controlo (**Figura 3.18**). No gráfico da direita verificam-se os resultados da aplicação dos tratamentos em relação ao controlo ao longo do tempo.

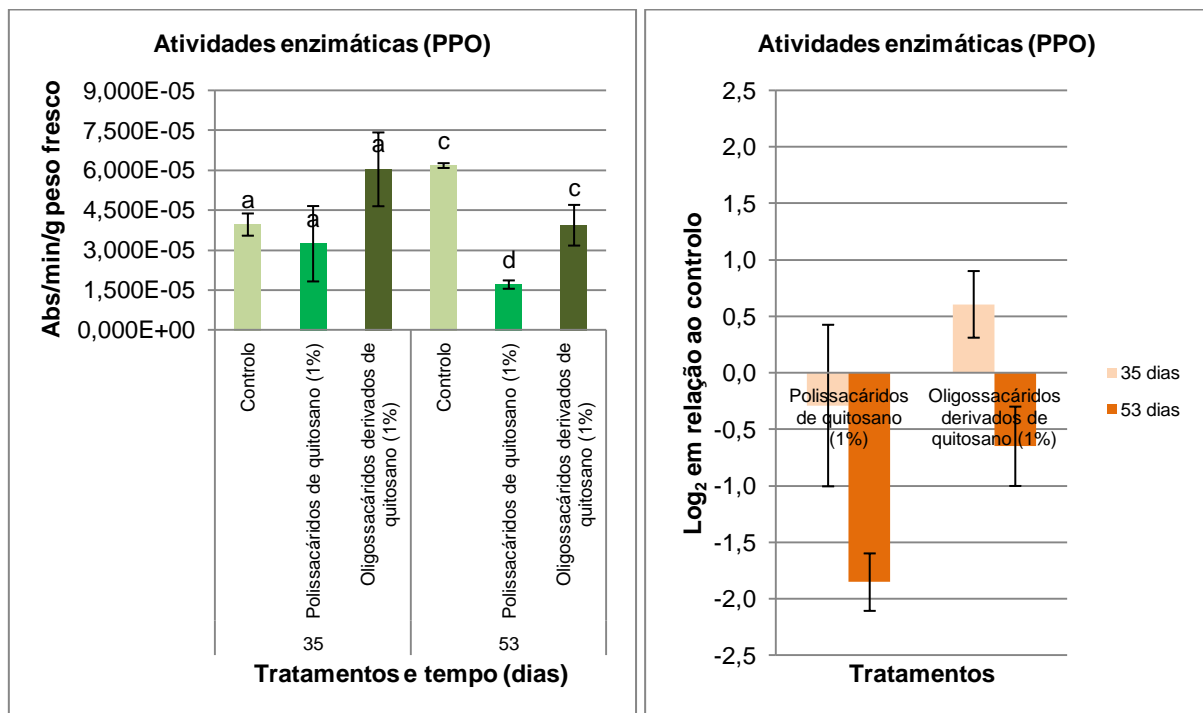


Figura 3.18: O gráfico da esquerda corresponde aos valores da atividade enzimática da PPO, nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado. O gráfico da direita corresponde aos logaritmos dos valores, em relação ao controlo. As letras a e b representam as diferenças estatísticas relativamente ao controlo passados 35 dias e as letras c e d passados 53 dias (p-value < 0,05).

3.5. Análise sensorial

A análise sensorial neste estudo baseou-se na avaliação por 18 pessoas (as diferenças entre géneros e idades encontram-se descritas na **Figura 3.19**) de diversos parâmetros: cor, aroma, textura (aroma e suculência), sabor (acidez e doçura); no final do teste foi possível saber qual era a preferência do painel de provadores, que colocaram, por ordem, as cinco amostras: controlo, polissacáridos derivados de alginato de sódio (2%), oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%), polissacáridos derivados de quitosano (1%), oligossacáridos derivados de quitosano (1%).

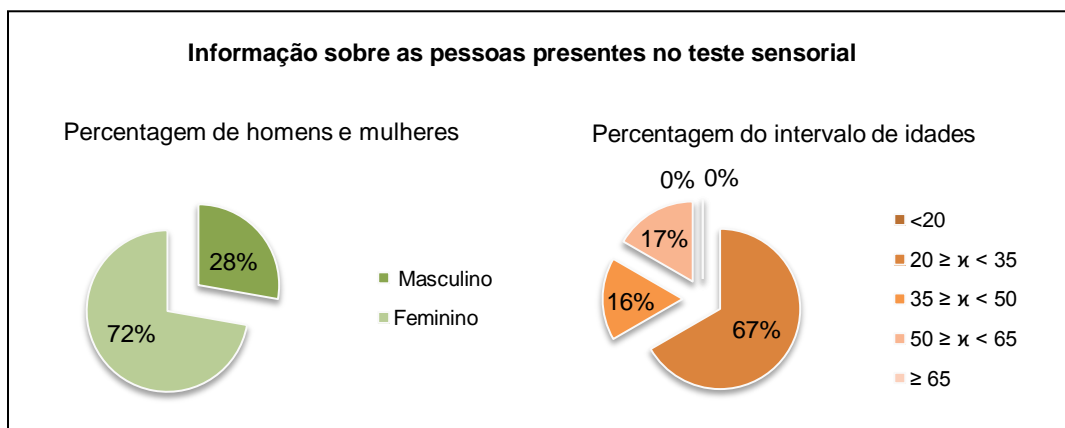


Figura 3.19: Percentagem da quantidade de homens e mulheres que participaram na análise sensorial e das suas idades.

Na **Figura 3.20** pode-se observar um esquema geral de distribuição das médias das amostras pelos diferentes parâmetros sensoriais que foram considerados importantes para o estudo. Não se verificaram diferenças estatísticas na avaliação de cada atributo, observando-se uma dispersão de respostas semelhante entre as amostras correspondentes aos diferentes tratamentos.

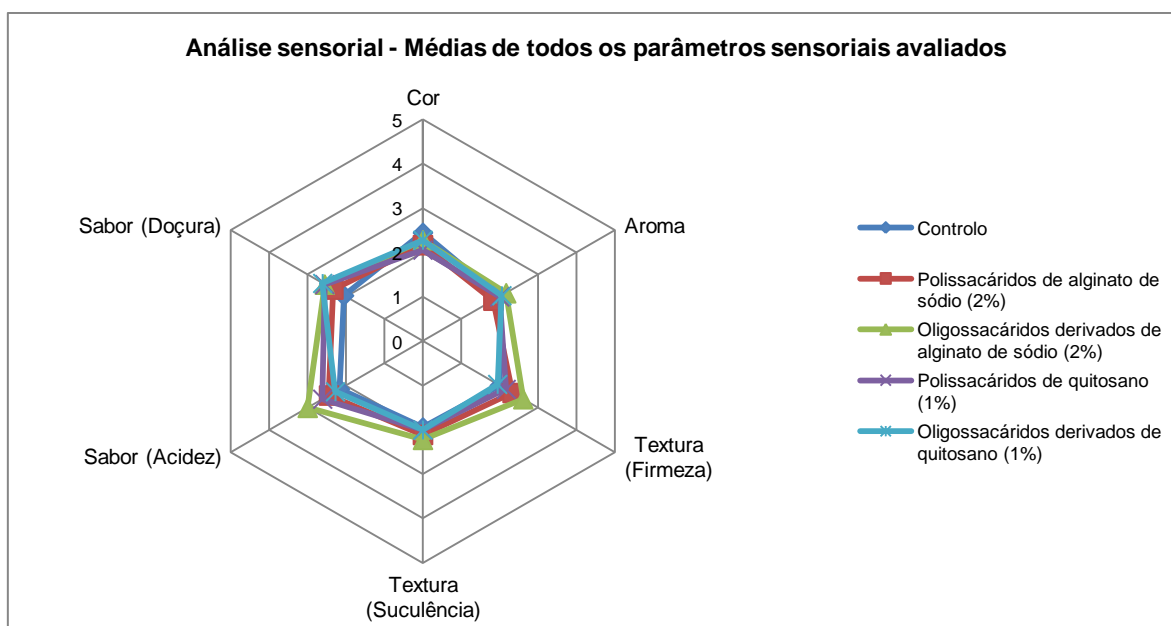


Figura 3.20: Média de cada parâmetro sensorial avaliado no teste para cada amostra. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

Na **Figura 3.21** podem-se observar as diferentes respostas do teste sensorial, por parte do painel de provadores, relativamente ao parâmetro “cor”. Verificou-se uma dispersão das percentagens de resposta, por parte da maioria dos provadores, entre “muito agradável” e “pouco agradável”. Menos de cerca de 11% consideraram a “cor” dos kiwis como “desagradável” ou “muito desagradável”.

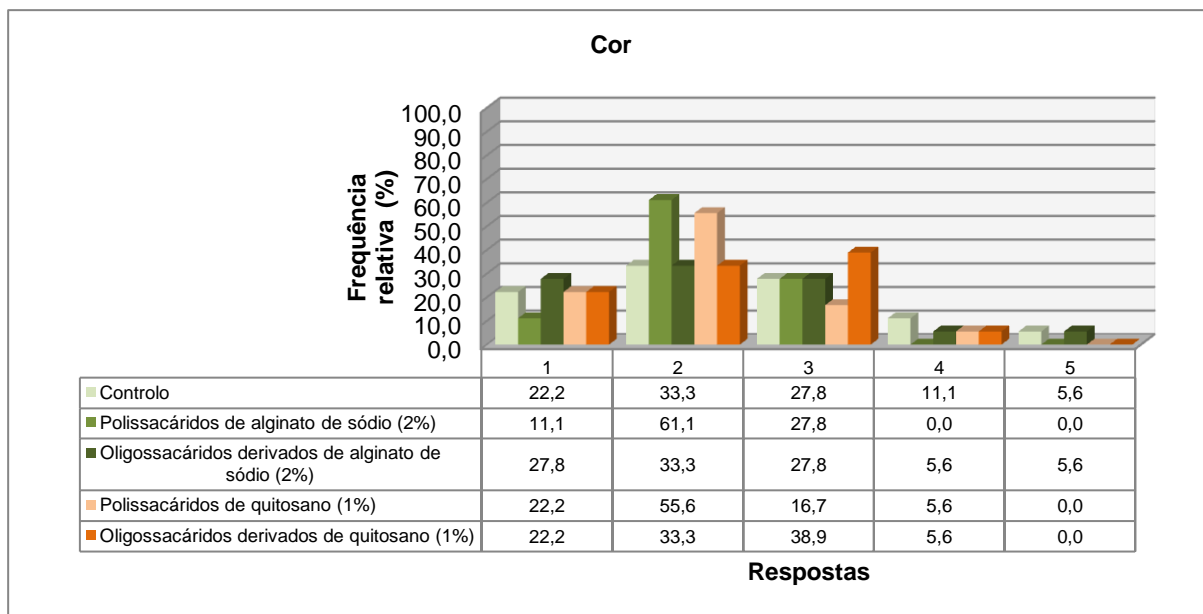


Figura 3.21: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “cor”. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

A avaliação do parâmetro “aroma” encontra-se representada na **Figura 3.22**, onde se podem observar as diferentes respostas do teste sensorial, por parte do painel de provadores. Observou-se que após a avaliação deste parâmetro, a maior parte dos provadores consideraram-no agradável, apenas a amostra com oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%) obteve uma percentagem inferior, mas não estatisticamente significativa. Menos de 6% consideraram-no “desagradável” ou “muito desagradável”, em todas as amostras.

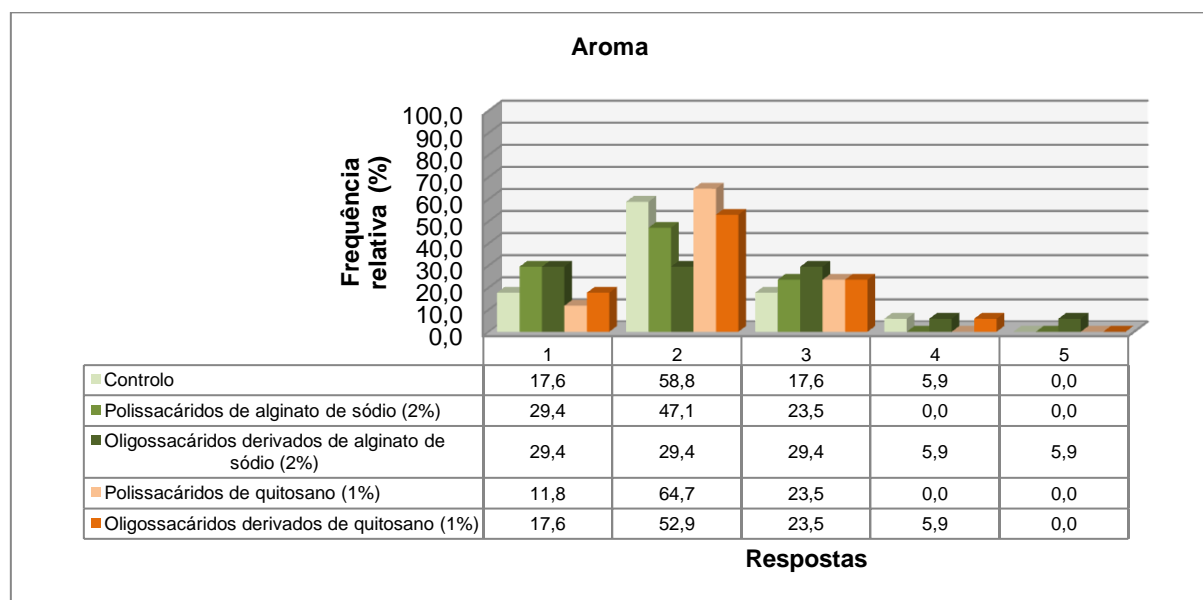


Figura 3.22: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “aroma”. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

Na **Figura 3.23** podem-se observar as médias das respostas do painel de provadores ao parâmetro firmeza. Observou-se que cerca de 50% das pessoas que colaboraram no teste responderam “agradável” na avaliação deste parâmetro para todas as amostras. Poucos provadores consideraram “desagradável” ou “muito desagradável”.

Na **Figura 3.24** verifica-se que quanto ao parâmetro “suculência”, o painel de provadores avaliaram novamente todas as amostras de kiwis como “agradável” e uma pequena parte considerou como sendo “desagradável” ou “muito desagradável”.

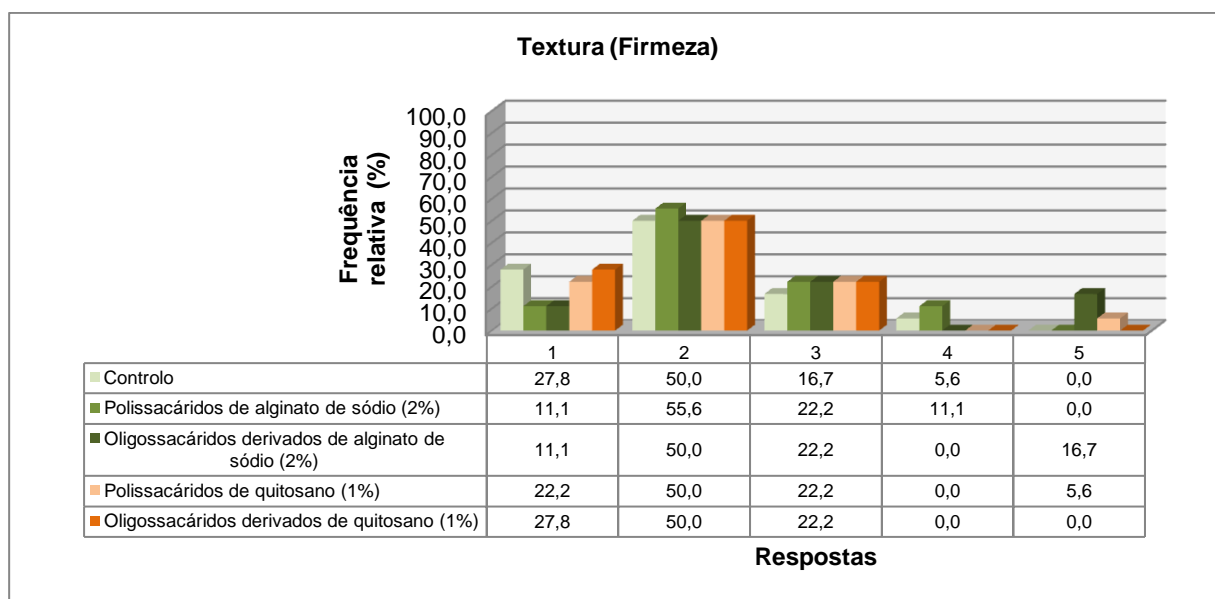


Figura 3.23: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “textura (firmeza)”. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

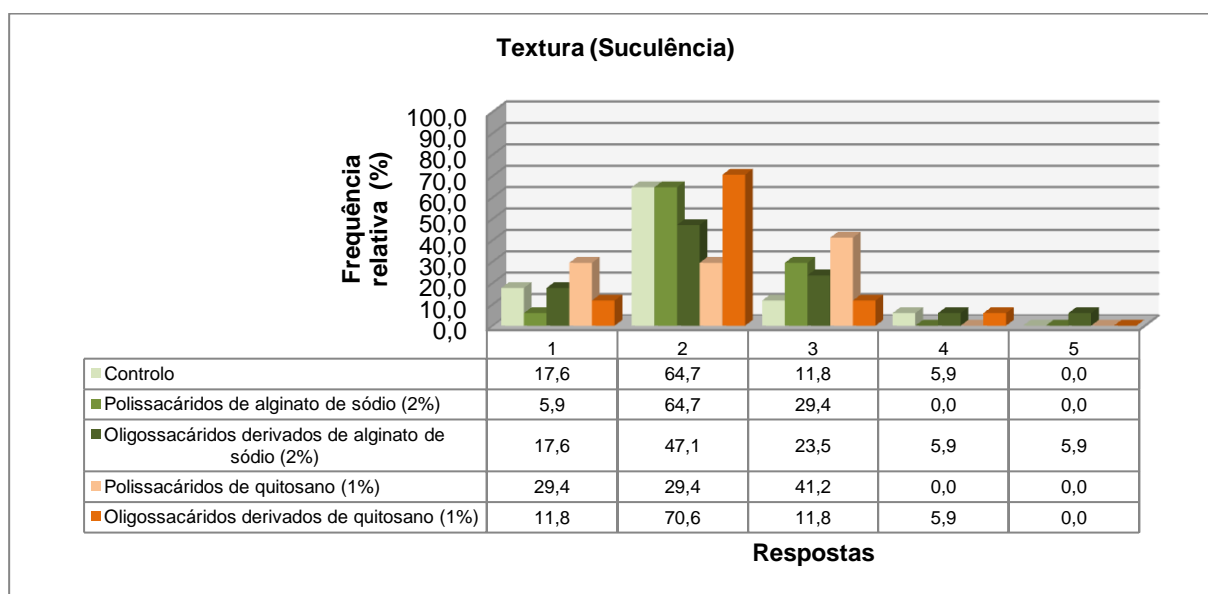


Figura 3.24: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “textura (suculência)”. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

Relativamente aos parâmetros: “acidez” e “doçura”, nas **Figuras 3.25 e 3.26** é possível observar uma dispersão heterogênea dos resultados, no entanto verifica-se uma tendência para as respostas: “agradável” e “pouco agradável”.

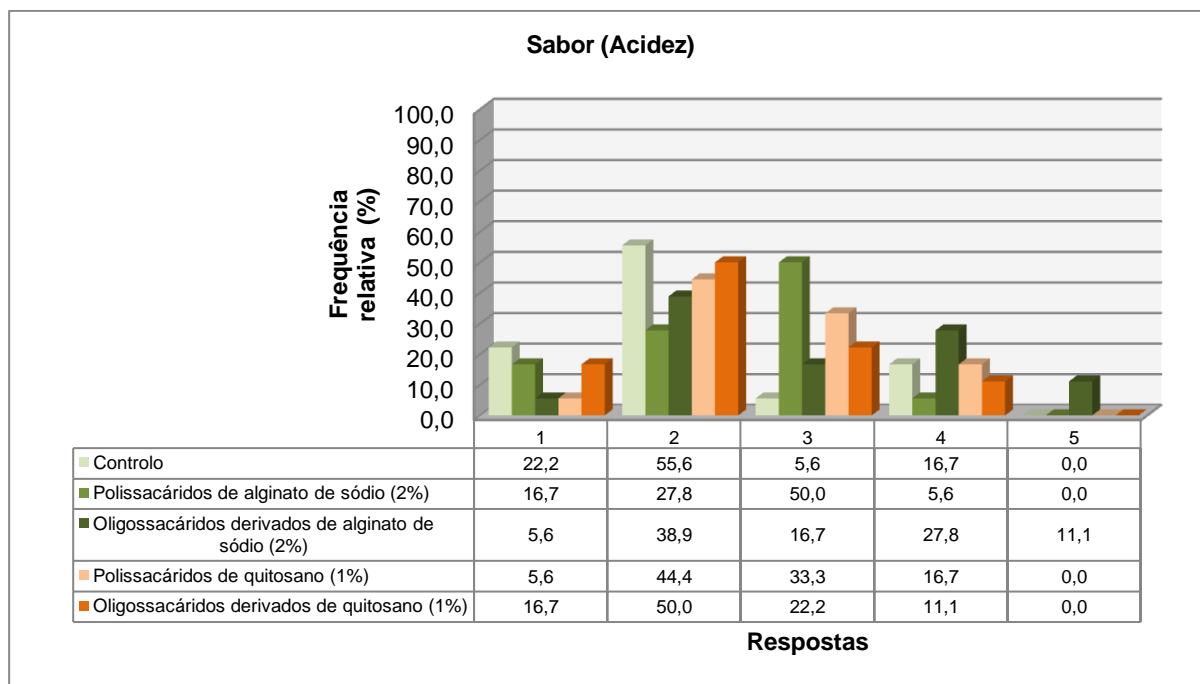


Figura 3.25: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “sabor (acidez)”. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

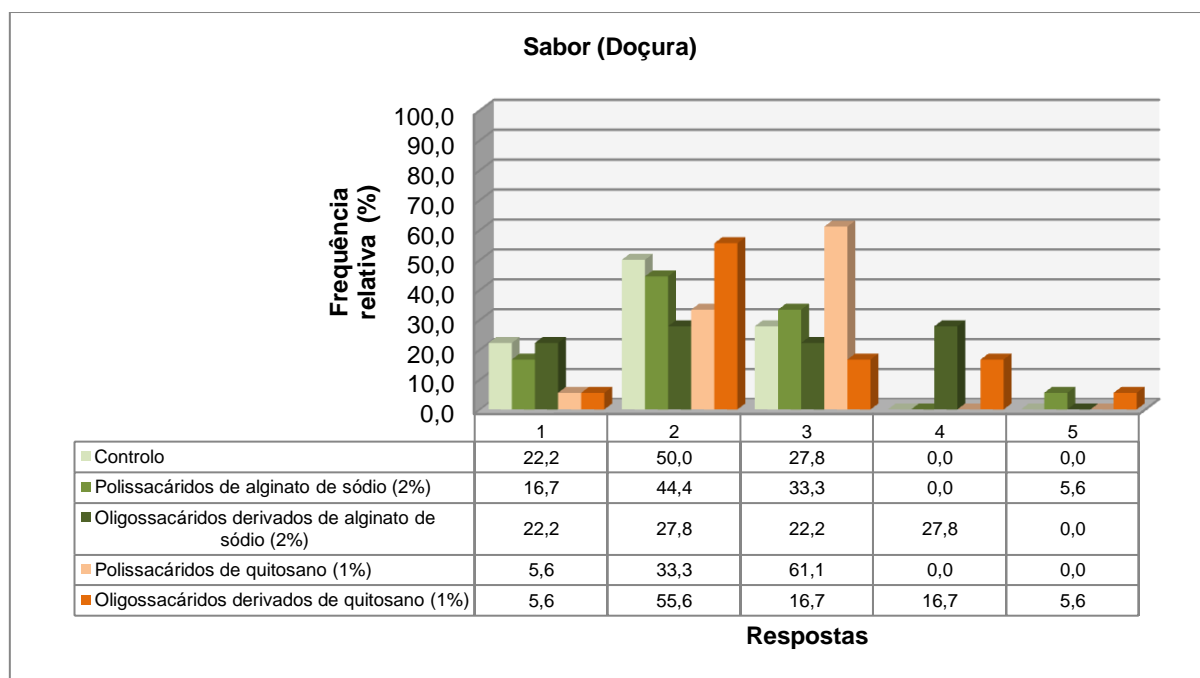


Figura 3.26: Médias das frequências relativas das respostas para o parâmetro sensorial “sabor (doçura)”. A numeração corresponde a: 1 - Muito agradável; 2 - Agradável; 3 - Pouco agradável; 4 - Desagradável; 5 - Muito desagradável.

Na última questão era pedido que as pessoas ordenassem as amostras de acordo com a sua preferência, de forma a identificar se em termos globais havia diferenças entre as diferentes amostras. De facto, houve diferenças estatísticas na seleção dos níveis de escolha entre a água e todas as outras amostras tratadas com polissacáridos e oligossacáridos derivados de alginato de sódio e de quitosano, através da realização do teste de Friedman. Na **Figura 3.27** pode-se observar que o controlo foi o que teve maior percentagem para o nível 1 (o preferido), diminuindo ao longo dos níveis de escolha.

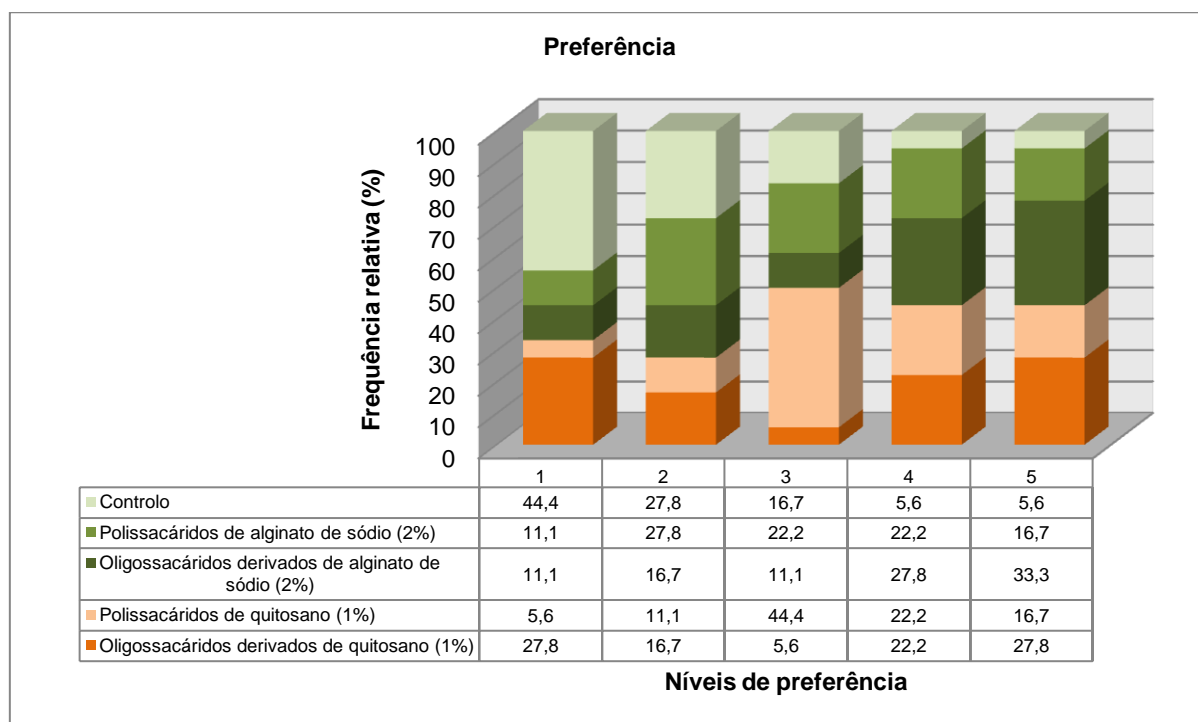


Figura 3.27: Médias das frequências relativas das respostas para a pergunta sobre a preferência. A numeração corresponde a: 1 – Amostra que mais gosta; 5 - Amostra que menos gosta.

4. Discussão

Neste estudo foi realizado um conjunto de testes de qualidade para avaliar o efeito da aplicação de oligossacáridos derivados de alginato de sódio e de quitosano em kiwis conservados à temperatura ambiente e em atmosferas refrigeradas. A refrigeração é uma forma de retardar o desenvolvimento da maturação nos frutos, mas tem a desvantagem de provocar um stress oxidativo nos mesmos, com o aparecimento de ROS, que, como são produzidos em excesso, causam a degradação dos lípidos, proteínas e ácidos nucleicos nas células vegetais, promovendo a perda de qualidade organolética. A conservação a estas temperaturas causa ainda uma redução das taxas metabólicas, que impede o desenvolvimento de aromas e sabores, com consequente perda de aceitação no mercado. Tal como observado por Tavarini e colaboradores (2008), a qualidade do kiwi foi preservada, quando conservado a 0°C, após um grande período de armazenamento (seis meses). O valor nutricional em termos de vitamina C e de carotenoides foi muito influenciado pelo período de armazenamento, com um decréscimo acentuado no final dos seis meses. Estes investigadores usaram dois grupos de kiwis colhidos em duas datas diferentes. Os kiwis colhidos mais cedo mantiveram mais a firmeza da polpa em comparação com os que foram colhidos mais tarde. Verificaram também que, quando foram colocados à temperatura ambiente durante uma semana, este parâmetro diminuiu significativamente. A presente dissertação pretende avaliar o potencial da utilização de oligossacáridos, juntamente com as atmosferas refrigeradas no seu potencial de reduzir significativamente estes efeitos adversos.

As **Tabelas 4.1 e 4.2** ilustram resumidamente os resultados obtidos neste trabalho e através das mesmas é possível observar quais os parâmetros que variaram significativamente em relação ao tempo 0 e ao controlo, ao longo do tempo de conservação, para as duas temperaturas utilizadas. Para além disto, fornecem também informação sobre se estas alterações nos parâmetros estudados são ou não vantajosas do ponto de vista da evolução da qualidade pós-colheita.

Ainda que não como objetivo principal deste trabalho, utilizaram-se também soluções de polissacáridos, como outro controlo, em kiwis em estado de maturação mais avançado, para verificar se existe e qual a diferença biológica entre a utilização de moléculas de maior tamanho (polissacáridos) e de moléculas de menor tamanho (oligossacáridos). Estes têm sido vistos como tendo um grande potencial, como aliado da conservação pós-colheita de frutos, prolongando o seu tempo de armazenamento, pois atua como um revestimento externo, criando uma barreira com o ambiente exterior, aumentando a resistência ao vapor de água, prevenindo perdas de peso, mantendo a firmeza, diminuindo a oxidação e aumentando, em alguns casos, a capacidade antioxidante e a atividade enzimática. Estes efeitos foram observados por Oms-Oliu e colaboradores (2008), por Khanedan e colaboradores (2011), por Shi e colaboradores (2013) e por Zeng e colaboradores (2010).

Foi realizada a técnica de viscosimetria para verificar se a irradiação dos polissacáridos de alginato de sódio e de quitosano em oligossacáridos tinha sido bem sucedida. Observou-se uma redução de viscosidade de mais de 90% para ambos os compostos irradiados sem a formação do gel característico dos polissacáridos, nas soluções de oligossacáridos. Os resultados obtidos com o

método viscosimétrico sugerem que a irradiação terá surtido o efeito pretendido e que, portanto, houve formação de moléculas de menor tamanho. Aftab e colaboradores (2013) utilizaram a técnica de cromatografia de permeação por gel (GPC) com o mesmo objetivo de verificar a degradação dos compostos; não tendo conseguido demonstrar inequivocamente se a irradiação que tinham aplicado nos polissacáridos (que foi a mesma aplicada neste estudo, com a mesma intensidade) tinha sido suficientemente eficaz e se, portanto, os polissacáridos estavam partidos em oligossacáridos.

Tabela 4.1: Resumo coletivo dos resultados obtidos neste trabalho para a temperatura ambiente, relativamente à comparação entre o tempo, os tratamentos e os controlos. T0 – Tempo 0; C – Controlo e T – Tratamento. ↗ Significa que houve um aumento significativo nos valores; ↘ significa que houve uma diminuição significativa nos valores; → significa que não houve diferenças significativas nos valores. Vantajoso do ponto de vista da evolução da qualidade pós-colheita; desvantajoso do ponto de vista da evolução da qualidade pós-colheita.

Temperatura ambiente							
		Kiwis em estado de maturação menos avançado		Kiwis em estado de maturação mais avançado			
		1% Oligossacáridos derivados de alginato de sódio	0,5% Oligossacáridos derivados de quitosano	1% Polissacáridos de alginato de sódio	1% Oligossacáridos derivados de alginato de sódio	0,5% Polissacáridos de quitosano	0,5% Oligossacáridos derivados de quitosano
Cor da pele	Luminosidade (L*)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)
	Saturação	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T → C/T ↘ (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)
	Matiz	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C → T0/T → C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C → T0/T → C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)
Cor da polpa	Luminosidade (L*)	T0/C → T0/T ↘ C/T ↘ (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)
	Saturação	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (14 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)
	Matiz	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C → T0/T → C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C → T0/T → C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)
Firmeza		T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)
Sólidos solúveis		T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (7 dias) T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (14 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (7 dias) T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (14 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)
pH		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (7 dias) T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (14 dias) T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)
% Ácido cítrico		T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (7 dias) T0/C → T0/T → C/T → (14 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (7 dias) T0/C → T0/T → C/T → (14 dias)	T0/C ↗ T0/T → C/T ↗ (14 dias) T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T → C/T ↗ (14 dias) T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (14 dias) T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (14 dias) T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (28 dias)

A evolução dos parâmetros de qualidade estudados ao longo do período de conservação foi como esperado diferente de acordo com a temperatura e com o grau de maturação inicial dos frutos; com a refrigeração os frutos mantiveram-se comercializáveis durante mais tempo. Quando conservados à temperatura ambiente, nos kiwis tratados num estado de maturação menos avançado, a luminosidade e a saturação da pele e da polpa diminuíram significativamente ao fim de 14 dias; nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado, na cor da pele, os valores de L* diminuíram ao fim de 28 dias de maturação, assim como os valores de matiz; os valores de saturação da polpa também diminuíram, mas entre os 0 e os 14 dias e os de matiz entre os 0 e os 28 dias. Estes

resultados sugerem que houve uma progressão da maturação quando avaliados apenas os parâmetros da cor. No caso da polpa, a diminuição da saturação indica uma perda de pigmentos de clorofila a e um aparecimento de fiofitinas, ou seja, uma alteração da cor verde viva para uma cor castanha azeitona (Beirão-da-Costa *et al.*, 2006).

Tabela 4.2: Resumo coletivo dos resultados obtidos neste trabalho para a temperatura de refrigeração (1°C), relativamente à comparação de entre o tempo, os tratamentos e os controlos. T0 – Tempo 0; C – Controlo e T – Tratamento. PT – Polifenóis Totais. CA – Capacidade Antioxidante. EA – Enzimas Antioxidantes. ↗ Significa que houve um aumento significativo nos valores; ↘ significa que houve uma diminuição significativa nos valores; → significa que não houve diferenças significativas; - significa que o parâmetro não foi avaliado nas referidas condições. ■ Vantajoso do ponto de vista da evolução da qualidade pós-colheita; ■ desvantajoso do ponto de vista da evolução da qualidade pós-colheita.

Refrigeração 1°C							
		Kiwis em estado de maturação menos avançado		Kiwis em estado de maturação mais avançado			
		2% Oligossacáridos derivados de alginato de sódio	1% Oligossacáridos derivados de quitosano	2% Polissacáridos de alginato de sódio	2% Oligossacáridos derivados de alginato de sódio	1% Polissacáridos de quitosano	1% Oligossacáridos derivados de quitosano
Cor da pele	Luminosidade (L*)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↗ C/T ↗ (35 dias)	T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (35 dias)
		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T ↘ (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (53 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (53 dias)	T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (53 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (53 dias)
	Saturação	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
	Matiz	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
Cor da polpa	Luminosidade (L*)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
	Saturação	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)
		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T ↗ (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
	Matiz	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
Firmeza		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (35 dias)	T0/C ↘ T0/T → C/T ↗ (35 dias)
		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T ↗ (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (53 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (53 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T ↗ (53 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (53 dias)
Sólidos solúveis		T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (35 dias)
		T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (56 dias)	T0/C ↗ T0/T ↗ C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
pH		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
% Ácido cítrico		T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C ↘ T0/T ↘ C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
PT	Folin-Ciocalteu	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
CA	ABTS*	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
	DPPH	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (28 dias)	T0/C ↗ T0/T → C/T ↘ (35 dias)	T0/C ↗ T0/T → C/T ↘ (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (35 dias)
		T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (56 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)	T0/C → T0/T → C/T → (53 dias)
EA	PPO	- C/T → (56 dias)	- -	- -	- -	C/T → (35 dias) C/T ↘ (53 dias)	C/T → (35 dias) C/T → (53 dias)
	APX	- C/T ↘ (56 dias)	- -	- -	- -	C/T ↗ (35 dias) C/T → (53 dias)	C/T ↗ (35 dias) C/T → (53 dias)
	CAT	- C/T → (56 dias)	- -	- -	- -	C/T ↗ (35 dias) C/T ↘ (53 dias)	C/T ↗ (35 dias) C/T ↘ (53 dias)
Análise Sensorial		Não houve diferenças significativas entre as amostras relativamente aos diferentes parâmetros sensoriais avaliados. Houve uma preferência pela amostra controlo, em detrimento das tratadas com polissacáridos e oligossacáridos provenientes de alginato de sódio e de quitosano.					

Quando se recorreu à temperatura de refrigeração como método de conservação, em kiwis tratados em estado de maturação menos avançado, os valores de luminosidade da pele diminuíram ao fim de 56 dias, a luminosidade e a saturação da polpa diminuíram significativamente ao fim de 28 e de 56 dias, o que indica um avanço na maturação. Nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado, os valores de L^* , de saturação e de matiz da pele diminuíram entre os 0 e os 35 dias de conservação, assim como os valores de L^* ao fim de 53 dias, indicando um avanço na maturação, mas pelo contrário, a saturação da polpa aumentou ao fim de 35 dias, indicando um atraso na maturação.

À temperatura ambiente, em kiwis tratados em estado de maturação menos avançado, a firmeza decresceu significativamente ao fim de 14 dias, enquanto que os sólidos solúveis aumentaram ao fim de 7 e de 14 dias; em kiwis tratados em estado de maturação mais avançado, ao fim de 28 dias a firmeza também diminuiu; à temperatura de refrigeração, em kiwis tratados em estado de maturação menos avançado, ao fim de 28 e de 56 dias, a firmeza diminuiu e os sólidos solúveis aumentaram e em kiwis em estado de maturação mais avançado, estes parâmetros variaram no mesmo sentido entre os 0 e os 35 dias, no entanto a firmeza, neste caso, aumentou também ao fim de 53 dias. Verificou-se, então, que tanto à temperatura ambiente, como à temperatura de refrigeração de 1°C, os sólidos solúveis variaram no sentido inverso à firmeza, de acordo com a progressão normal da maturação dos frutos, ou seja, o amolecimento da polpa progrediu significativamente e a quantidade de açúcares aumentou. A firmeza é um parâmetro muito influenciado pela maturação, decrescendo de forma marcante ao longo do tempo. No kiwi a textura é um dos principais parâmetros de qualidade a ser avaliado com o avanço da sua maturação e, portanto, o amolecimento é o fator principal que afeta o tempo que o kiwi consegue permanecer armazenado em condições de aceitação no mercado. Os resultados obtidos estão de acordo com Souza e colaboradores (2011) e com Manolopoulou & Papapoulou (1998), que observaram que a firmeza da polpa e os sólidos solúveis do kiwi foram os parâmetros mais afetados durante o armazenamento a 0°C; Manolopoulou & Papapoulou (1998) verificaram também que, numa das variedades estudadas, o processo de amolecimento foi de todos os mais visíveis, após nove semanas de armazenamento. Este facto leva a que a textura do kiwi tenha sido o parâmetro usado nesta dissertação, como indicador do estado de maturação.

À temperatura ambiente, em kiwis em estado de maturação menos avançado, os valores de pH desceram significativamente e os valores de percentagem de ácido cítrico aumentaram passados 7 dias e, ao fim de 14 dias, os valores de pH diminuíram em relação ao tempo 0; nos kiwis tratados em estado de maturação mais avançado os valores de pH desceram significativamente e os valores de percentagem de ácido cítrico aumentaram passados 14 dias e, ao fim de 28 dias, os valores de ácido cítrico aumentaram em relação ao tempo 0. Estes resultados são contrários aos esperados, pois a quantidade elevada de ácido produzido durante o desenvolvimento do kiwi, vai diminuindo com o decorrer da maturação do fruto (Mitchell, 1994; Marsh *et al.*, 2004), especialmente quando conservados à temperatura ambiente. Quando utilizada a refrigeração como método de conservação, em kiwis em estado de maturação menos avançado, os valores de pH e de ácido cítrico desceram significativamente, entre os 0 e os 28 dias; o pH diminuiu ainda ao fim de 56 dias de conservação.

Estes resultados são contraditórios, seria de esperar que a percentagem de ácido cítrico tivesse aumentado, o que indicaria um atraso na maturação.

A variação dos parâmetros de qualidade quantificados sugere que da aplicação dos tratamentos resultaram diferentes efeitos biológicos, nas condições ensaiadas, quando comparados com os controlos. No caso do armazenamento com recurso a temperaturas de refrigeração (1°C), em kiwis com estado de maturação menos avançado tratados com soluções de 2% de oligossacáridos derivados de alginato de sódio, os parâmetros de qualidade mais afetados foram: a luminosidade (L^*) da pele, a saturação da polpa e a firmeza, todos passados 56 dias da aplicação do tratamento. Os valores da cor, por vezes, são contraditórios com os resultados obtidos na firmeza, considerando que o efeito dos tratamentos apenas influencia as taxas a que decorre a maturação. Assim, pode ser sugerido que o efeito da aplicação de oligossacáridos nestas condições provoca alterações no metabolismo diferenciais ao processo de amadurecimento. Na cor da pele os valores de L^* decrescem significativamente, em relação ao controlo, indicando um escurecimento da polpa (Beirão-da-Costa *et al.*, 2006), com uma aproximação à cor preta (valores de L^* correspondentes a zero) (Ghasemnezhad *et al.*, 2013), o que sugere um avanço na maturação (Boquete *et al.*, 2004) (neste caso, o controlo também decresceu relativamente ao tempo 0, agravando este escurecimento). Pelo contrário, na cor da polpa, os valores da saturação aumentaram relativamente ao controlo, indicando uma cor verde mais viva (Beirão-da-Costa *et al.*, 2006) e, portanto, uma maior concentração de clorofila a, sugerindo um atraso na maturação (Boquete *et al.*, 2004) (mesmo tendo decrescido menos do que o controlo em relação ao tempo 0). Estes resultados estão de acordo com os resultados obtidos na firmeza, em que não existiu um amolecimento da polpa tão acentuado. Tal situação pode ser justificada pelo efeito dos oligossacáridos. Ainda com a utilização da temperatura de refrigeração, o tratamento com uma solução de 1% de oligossacáridos derivados de quitosano aplicado em kiwis com estado de maturação menos avançado, não afetou estatisticamente os parâmetros de qualidade. O mesmo aconteceu quando aplicados tratamentos com soluções de 2% de oligossacáridos derivados de alginato de sódio, em kiwis em estado de maturação mais avançado. Por outro lado, a utilização de soluções a 2% de polissacáridos de alginato de sódio, em kiwis em estado de maturação mais avançado, teve como parâmetro de qualidade mais afetado a matiz da pele, passados 35 dias da aplicação do tratamento; o seu aumento significativo relativamente ao controlo e o facto de não ter variado relativamente ao tempo 0, denota um atraso da maturação, devido ao afastamento da cor castanha e à aproximação à cor verde, no entanto não é possível fazer uma comparação com outros parâmetros, que auxilie à discussão destes resultados. Os tratamentos com soluções de 1% de polissacáridos de quitosano, passados 35 dias da sua aplicação, afetaram a luminosidade (L^*) e a matiz da pele; a luminosidade aumentou comparativamente ao controlo e ao tempo 0, já a matiz da pele aumentou relativamente ao controlo e manteve-se em relação ao tempo 0; passados 53 dias os parâmetros mais afetados foram a luminosidade (L^*) da pele e a firmeza; a luminosidade da pele com a aplicação deste tratamento aumentou em comparação com o controlo e manteve-se em relação ao tempo 0 e o mesmo aconteceu com a firmeza. Todos estes resultados obtidos com a aplicação deste tratamento indicam um atraso da maturação pela redução do avanço das características de qualidade, sendo vantajosos do ponto de vista da evolução da qualidade pós-colheita. Não houve

diferenças significativas nos teores de sólidos solúveis nem na percentagem de acidez contrariamente ao verificado por Shi e colaboradores (2013) que utilizaram polissacáridos de quitosano em frutos logan (vulgarmente designado por olho de dragão) e que obtiveram reduções nestes parâmetros. Os tratamentos com oligossacáridos derivados de quitosano afetaram a luminosidade (L^*) da pele e a firmeza passados 35 dias da aplicação do tratamento, o que indica mais uma vez um atraso da maturação, revelado pelo aumento significativo dos valores de ambos os parâmetros em relação ao controlo, sem ter havido variação significativa dos valores comparativamente ao tempo 0.

Com a temperatura de refrigeração, os resultados da firmeza obtidos em amostras controlo, e tratadas com oligossacáridos derivados de alginato de sódio e de quitosano, passados 28 dias da aplicação do tratamento desde o tempo 0, em kiwis em estado de maturação menos avançado, diminuíram 85,5%, 82,3% e 81,6%, respetivamente. Estes valores são próximos dos obtidos num estudo realizado por Benge e colaboradores (2000), que avaliaram diferentes modelos matemáticos na medição da firmeza de kiwis, quando deixados a amadurecer a temperaturas de refrigeração; chegaram à conclusão de que os valores diminuíam rapidamente e que, passadas quatro semanas, eram reduzidos para cerca de metade. Krupa e colaboradores (2011) também obtiveram resultados similares; passados 28 dias da colheita, os valores de firmeza dos kiwis armazenados a 1°C reduziram mais de 70%.

A temperatura ambiente teve um efeito oposto ao do frio; as alterações significativas ocorridas nos parâmetros de qualidade estão de acordo com o avanço da maturação, após aplicação dos diferentes tratamentos. No caso dos kiwis em estado de maturação menos avançado, com a aplicação de soluções de oligossacáridos derivados de alginato de sódio, os resultados obtidos na saturação da pele são contrários aos valores de L^* da polpa. Os valores de saturação da pele aumentaram passados 14 dias da aplicação das soluções, sem variação do tratamento em relação ao tempo 0, indicando um atraso da maturação, enquanto que o parâmetro L^* da polpa diminuiu passados 7 dias em relação ao controlo, decrescendo também em relação ao tempo 0, indicando um avanço da maturação. Com a aplicação de soluções de 0,5% de oligossacáridos derivados de quitosano passados 14 dias da aplicação deste tratamento os parâmetros mais afetados foram a saturação da pele e da polpa; ambos não variaram significativamente em relação ao tempo 0, mas aumentaram em relação ao controlo, o que indica uma estabilidade da cor verde e, portanto, um atraso da maturação. Nos kiwis com estado de maturação mais avançado, passados 28 dias da aplicação de soluções de 1% de oligossacáridos derivados de alginato de sódio, causou apenas um decréscimo na saturação da pele em relação ao controlo e ao tempo 0, sugerindo um avanço da maturação. Com a aplicação de 0,5% de polissacáridos de quitosano a luminosidade foi o único parâmetro afetado, verificando-se um aumento em relação ao controlo, não tendo variado significativamente quando comparado com o tempo 0, sugerindo um atraso da maturação.

À temperatura ambiente não houve alterações na firmeza nem nos sólidos solúveis, enquanto que com a conservação através de temperaturas de refrigeração de 1°C, com a aplicação de alguns dos tratamentos, houve alterações positivas na firmeza dos frutos, levando a um atraso da maturação.

Tanto a avaliação do pH, como da percentagem de ácido cítrico só tiveram efeitos estatisticamente significativos no caso dos kiwis conservados à temperatura ambiente. Os kiwis tratados em estado de maturação menos avançado tiveram valores de pH significativamente maiores em relação ao controlo e não variaram em relação ao tempo 0, passados 7 dias da aplicação do tratamento com 0,5% de oligossacáridos derivados de quitosano; os kiwis com estado de maturação mais avançado, tiveram percentagens de ácido cítrico mais baixas comparativamente ao controlo, não tendo variado quando comparado com o tempo 0, passados 14 dias da aplicação do tratamento com soluções de 1% de polissacáridos e de oligossacáridos de alginato de sódio. Comparativamente ao controlo, os resultados obtidos com estes tratamentos indicam um avanço na maturação, como resultado da redução da percentagem de ácidos durante a maturação do kiwi (Mitchell, 1994; Marsh *et al.*, 2004), por outro lado, quando comparados os controlos com o tempo 0, verificou-se um aumento da acidez, que só pode ser justificada pela diversidade biológica dos kiwis, que fez com que estes tivessem tido uma maior produção de ácidos durante o seu desenvolvimento ou, então, pela diminuição da taxa respiratória que abrandou o catabolismo dos ácidos. Estes resultados sugerem que a conservação a temperatura ambiente juntamente com os tratamentos realizados não têm o mesmo efeito do que com a conservação com recurso à temperatura de refrigeração.

O equilíbrio entre a quantidade de ácido e de açúcar nos frutos é essencial para o consumidor. No caso do kiwi, os valores de acidez variam entre os 0,9 e os 2,5% (Marsh *et al.*, 2004). Os resultados obtidos para a percentagem de ácido cítrico estão todos dentro destes valores.

Os valores em sólidos solúveis não variaram significativamente em nenhum dos tratamentos aplicados em relação ao controlo. Num estudo realizado por Barboni e colaboradores (2010), com o armazenamento a frio de kiwis, verificaram que estes permaneciam com 15°Brix de sólidos solúveis a partir das 21 semanas até às 29 semanas armazenados; estes resultados não estão de acordo com os obtidos, pois passados 28 dias de armazenamento a frio, os valores de sólidos solúveis já se encontravam com esse valor, o que sugere que os kiwis tenham sido colhidos mais tarde, quando a formação de açúcares (sacarose, glucose e frutose), resultantes da hidrólise do amido (glúcido de armazenamento), estava mais avançada (Soufleros *et al.*, 2001; Crisosto *et al.*, 2012; Burdon *et al.*, 2013). Os kiwis num estado de maturação menos avançado possuem um valor de sólidos solúveis no tempo 0 de 9,217% e os kiwis em estado de maturação mais avançado de 14,583%. Estes resultados indicam que os kiwis usados no presente estudo tinham na sua constituição uma percentagem elevada de açúcares e de outros ácidos orgânicos, pois, de acordo com as recomendações da Universidade da Califórnia, os kiwis devem ser colhidos com um mínimo de 6,5% de sólidos solúveis, para assegurar que o seu sabor seja mais agradável para o consumidor e, para que, mais tarde, possam ser mais facilmente vendidos; no Chile e na Nova Zelândia este valor é semelhante, com 6,2% (Crisosto & Crisosto, 2001), assim como recomenda a UNECE (UNECE, 2008). O tempo total de armazenamento seria potenciado nestas condições, pois Crisosto e colaboradores (1984) demonstraram que, quanto mais tarde os kiwis forem colhidos, mais tempo duram armazenados, devido a uma melhor manutenção da firmeza. Para além destes índices, a Universidade da Califórnia recomenda também que os kiwis devem ter no mínimo 14% de sólidos solúveis no momento em que vão ser consumidos. Se se tivesse em conta apenas este parâmetro, com os resultados obtidos neste

estudo, os kiwis em estado de maturação menos avançado só estariam prontos a serem consumidos a partir do 28º dia de armazenamento a frio; os kiwis em estado de maturação mais avançado, estariam logo prontos a serem consumidos a partir do tempo 0. Daí que se tenha optado por estas duas designações dadas aos kiwis estudados.

A explicação para a defesa das células vegetais contra o stress oxidativo, que tem sido avançada, prende-se com a capacidade antioxidante e com a atividade enzimática. Plantas com níveis elevados de antioxidantes (inatos ou induzidos) têm uma importante resistência ao stress oxidativo (Sudhakar *et al.*, 2001).

Foi observada uma diminuição significativa nos valores obtidos através do método pelo teste de DPPH. Houve uma redução significativa dos valores em kiwis tratados em estado de maturação mais avançado, relativamente ao controlo, passados 35 dias de tratamento, após a aplicação de ambos os compostos de polissacáridos e oligossacáridos derivados de alginato de sódio (solução de 2%). Em ambos os casos, comparando com o tempo 0, os tratamentos não variaram, por outro lado, houve um acréscimo significativo do controlo. Neste estudo, os testes realizados para determinar os níveis de antioxidantes presentes nas amostras de kiwi apresentaram resultados contrários à hipótese apresentada; era esperado um aumento dos níveis de antioxidantes nas amostras provenientes dos frutos em que tinham sido aplicados os tratamentos com os compostos, o que não aconteceu. Trabalhos prévios realizados mostram que sob condições de stress térmico este sistema é ativado: Matthes & Schmitz-Eiberger (2009) com armazenamento de maçãs à temperatura de 1°C, durante quatro meses e meio, observaram que a capacidade antioxidante e o conteúdo em fenóis aumentava; Connor e colaboradores (2002) com a conservação de mirtilos a 5°C e Oms-Oliu e colaboradores (2008) com a utilização de soluções de 2% de polissacáridos de alginato em melão conservado a 4°C obtiveram resultados semelhantes aos descritos por Matthes & Schmitz-Eiberger (2009).

As enzimas antioxidantes, por outro lado, aumentaram significativamente a sua atividade em alguns casos, o que está de acordo com a hipótese apresentada. Com as enzimas APX e CAT, passados 35 dias da aplicação dos tratamentos com polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano (solução de 1%), houve um acréscimo significativo da sua atividade, em relação ao controlo, o que sugere um reforço da defesa das células vegetais ao stress oxidativo, que foi provocado pela refrigeração, já que ambas as enzimas são responsáveis pela degradação do peróxido de hidrogénio (uma espécie reativa de oxigénio). Os resultados obtidos com a enzima APX estão de acordo com estudos realizados por Zeng e colaboradores (2010) com o uso de soluções de polissacáridos de quitosano em laranjas e os resultados obtidos com a enzima CAT são concordantes com Chaparzadeh & Yavari (2013) que estudaram maçãs, armazenadas durante 135 dias à temperatura de refrigeração de 1°C. Os resultados obtidos com ambas as enzimas estão de acordo com Yang e colaboradores (2012), que utilizaram kiwis armazenados a $0\pm0,5^{\circ}\text{C}$, após arrefecimento gradual a partir de 15°C. A atividade da enzima CAT diminuiu significativamente, relativamente ao controlo, passados 53 dias da aplicação dos mesmos compostos, o que pode significar que, em estados de maturação mais avançados, o sistema responsável pela diminuição de ROS ficou disfuncional, causando a acumulação exagerada de ROS causando perda de estrutura dos tecidos das células (Mondal *et al.*, 2009) ou, então, que houve uma resposta rápida ao stress que foi

suficiente para proteger as células em tempos mais avançados. Os resultados obtidos com o polissacárido estão novamente de acordo com Zeng e colaboradores (2010). Em kiwis em estado de maturação menos avançada, a enzima APX, contrariamente ao esperado, diminuiu ainda significativamente a sua atividade, após 56 dias de conservação em amostras tratadas com oligossacáridos provenientes de alginato de sódio, relativamente ao controlo.

A enzima polifenoloxidase é responsável pelo escurecimento dos frutos, devido à produção de compostos como as quinonas, que provocam o aparecimento da cor acastanhada. Além desta característica, é importante em questões de proteção contra stress, toxicidade e doenças provocadas por fungos nas células vegetais (Li & Steffens, 2002; Yoruk & Marshall, 2003; Mayer, 2006; Naqvi *et al.*, 2013). Neste estudo, não se verificaram diferenças estatisticamente significativas na atividade da PPO, com a exceção da sua diminuição nos kiwis em estado de maturação menos avançado, passados 53 dias de conservação com polissacáridos de quitosano (1%), relativamente ao controlo. Estes resultados sugerem uma menor oxidação dos frutos em resultado da aplicação do tratamento, concordantes com o aumento dos valores de L^* da cor da pele e da firmeza nas mesmas condições, ou seja, houve uma redução significativa do escurecimento dos frutos. O efeito referido está de acordo com Shi e colaboradores (2013), que utilizaram polissacáridos de quitosano em frutos longan.

Os resultados obtidos estão de acordo com estudos realizados com recurso a oligossacáridos que demonstraram a ativação da atividade enzimática, tal como comprovado por Ma e colaboradores (2010) com utilização de oligossacáridos derivados de alginato e por Ma e colaboradores (2012) com utilização de oligossacáridos derivados de quitosano. Em ambos os casos foram usadas sementes de trigo, sujeitas a stresses provocados por cádmio e por sal, respetivamente e afetaram o desenvolvimento da planta do trigo. As consequências provocadas por estes stresses diminuíram, com o aumento da ativação das enzimas antioxidantes, nomeadamente da CAT, como defesa das células vegetais. Estes resultados revelam ser de extrema importância para este estudo, pois demonstram que a utilização dos oligossacáridos (derivados de alginato e de quitosano) tem um efeito positivo na atenuação dos efeitos adversos provocados pelo stress oxidativo, permitindo às plantas adaptarem-se, ativando a atividade de enzimas antioxidantes como a CAT e provando que estes atuam endogenamente, como sinais, responsáveis pela ativação de respostas de defesa nas células vegetais.

A análise sensorial é essencial na produção de novos produtos, pois fornece uma perspetiva mais concreta sobre como vai ser aceitação do mesmo por parte do consumidor. Especificamente, é vantajoso no sentido em que permite perceber se algum parâmetro da qualidade alimentar é preciso ser melhorado ou se está em condições de ser comercializado; para que isto aconteça é essencial ter um “painel de provadores” competente capaz de identificar diferenças entre amostras muito semelhantes.

No presente estudo, na análise sensorial, não se obteve diferenças entre as amostras, relativamente aos diferentes parâmetros sensoriais avaliados; apenas na pergunta em que se pedia para colocar as amostras por ordem de preferência. O facto de se terem aplicado diferentes tratamentos não afetou a avaliação de cada parâmetro individualmente, mas a nível global, em termos de preferência, a grande maioria das pessoas preferiu a amostra controlo ao invés das que

foram tratadas com polissacáridos e oligossacáridos provenientes de alginato de sódio e de quitosano. Estes resultados podem significar que as amostras controlo tinham um grau de maturação mais avançado, comparativamente aos outros tratamentos, o que fez com que o aspeto e o sabor estivessem mais desenvolvidos. Esta análise sensorial teve a desvantagem de não ter sido feita com um “painel de provadores” treinado, que é capaz de avaliar pequenas diferenças entre os parâmetros de qualidade.

5. Conclusão

Na globalidade do estudo, o objetivo de verificar o potencial de oligossacáridos em pós-colheita de frutos foi alcançado. Algumas das principais características, que são necessárias para que os kiwis aumentem o seu tempo de vida foram favoravelmente conseguidas a temperaturas de refrigeração de 1°C; houve um melhoramento significativo nos parâmetros L* e matiz da pele, na saturação e na firmeza da polpa e nas atividades enzimáticas com as enzimas APX e CAT. Em kiwis em estado de maturação menos avançado verificou-se um aumento significativo dos valores da saturação e da firmeza da polpa (que é um parâmetro essencial na avaliação da qualidade do kiwi), em relação ao controlo, passados 56 dias da aplicação de oligossacáridos derivados de alginato de sódio; em kiwis em estado de maturação mais avançado foi o uso de polissacáridos e oligossacáridos derivados de quitosano que se destacou. Os tratamentos com os polissacáridos levaram a um aumento significativo dos parâmetros L* e matiz da pele, passados 35 dias da sua aplicação, quando comparados com o controlo, coincidindo com uma ativação das atividades das enzimas APX e CAT, e a um aumento do parâmetro L* da pele em relação ao controlo, passados 53 dias, que coincidiu com um aumento significativo da firmeza da polpa. Com os oligossacáridos, ao fim de 35 dias, aumentou o parâmetro L* da pele, a firmeza e a atividade das enzimas APX e CAT, em relação ao controlo. Em ambos os tratamentos, passados 53 dias da sua aplicação a atividade da enzima CAT diminuiu, sugerindo a existência de demasiados processos de senescência a ocorrer no fruto, para que as atividades enzimáticas possam responder de forma positiva, defendendo as células vegetais. Ainda em kiwis em estado de maturação mais avançado, a utilização de soluções de 2% de polissacáridos de alginato de sódio promoveram o aumento da matiz da pele relativamente ao controlo, ao fim de 35 dias, sugerindo um afastamento da cor castanha e aproximação à cor verde. Visualizou-se um atraso no aparecimento de características responsáveis pelo desenvolvimento da maturação com a aplicação dos compostos alginato de sódio e quitosano, aquando a conservação dos kiwis a temperaturas de refrigeração de 1°C.

Por outro lado, quando os kiwis tratados com oligossacáridos foram deixados à temperatura ambiente, o efeito oposto ocorreu, tendo sido mais desvantajoso do ponto de vista de qualidade pós-colheita. Em kiwis em estado de maturação menos avançado, passados 7 dias da aplicação do tratamento de alginato de sódio (soluções a 1%), os valores de L* da polpa diminuíram em relação ao controlo e em kiwis em estado de maturação mais avançado com a aplicação de soluções de 1% de oligossacáridos derivados de alginato de sódio, os valores de saturação da pele diminuíram passados 28 dias. Para além disto, com a conservação à temperatura ambiente, a firmeza, que é essencial na qualidade pós-colheita, não variou em relação ao controlo em nenhum dos tratamentos aplicados, nem em nenhum dos tempos estudados.

Ainda que não como objetivo principal deste estudo, os polissacáridos tiveram também um efeito positivo com a conservação pelo frio, aumentando o tempo de vida do produto, pelo melhoramento das características da cor da pele, da textura e da atividade da enzima APX e CAT ao fim de 35 dias da aplicação.

Apesar de na análise sensorial o “painel de provadores” ter preferido a amostra controle, não significa que as outras amostras não fossem vantajosas do ponto de vista da qualidade pós-colheita, pois estas podiam não ter ainda totalmente desenvolvidas as características ideais para que fossem aceites pelos consumidores.

Este estudo permite concluir que com a utilização destes compostos é possível preservar a qualidade do kiwi, aumentando o seu tempo de vida.

Tratando-se de um trabalho inovador e pioneiro, o objetivo principal foi aferir quais os parâmetros mais adequados para monitorizar o efeito destes tratamentos em ensaios posteriores. Esses parâmetros são a cor, a textura e a atividade das enzimas antioxidantes. Por esse motivo, a amostragem foi composta com um número relativamente baixo de frutos o que poderá ter condicionado os resultados dada a sua heterogeneidade. Como perspectivas futuras, sugere-se que se testem outras doses de oligossacáridos, em amostras de maior dimensão, e que se alargue este estudo a outros frutos, de modo a que seja possível entender se o mesmo mecanismo biológico, de defesa contra o stress oxidativo provocado pela conservação com recurso à refrigeração e a oligossacáridos, ocorre noutros casos.

6. Bibliografia

- Ali ZM, Chin L-H, Lazan H, (2004); A comparative study on wall degrading enzymes, pectin modifications and softening during ripening of selected tropical fruits. *Plant Science* 167: 317-327.
- Aftab T, Khan MMA, Naeem M, Idrees M, Siddiqi TO, Moinuddin, Varshney L, (2014); Effect of irradiated sodium alginate and phosphorus on biomass and artemisinin production in *Artemisia annua*. *Carbohydrate Polymers* 110: 396-404.
- Aftab T, Naeem M, Idrees M, Khan MMA, Moinuddin, Varshney L, (2013); Cumulative role of irradiated sodium alginate and nitrogen fertilizer on growth, biochemical processes and artemisinin production in *Artemisia annua*. *Industrial Crops and Products* 50: 874-881.
- Almeida DPF, Gomes MH, (2009); Uncoupling the Sensory Effects of 1-Methylcyclopropene and Ripening Stage on 'Hayward' Kiwifruit. *HortScience* 44:1936-1940.
- Almeida DPF, Huber DJ, (2008); In vivo pectin solubility in ripening and chill-injured tomato fruit. *Plant Science* 174: 174-182.
- Arpaia ML, Mitchell FG, Kader AA, Mayer G, (1985); Effects of 2% O₂ and varying concentrations of CO₂ with or without C₂H₄ on the storage performance of kiwifruit. *Journal American Soc Horticultural Science* 110: 200-204.
- AVRDC, (2007); The Challenges to be Addressed. In: *Pre-Proposal: Challenge Program on High-Value Crops - Fruit and Vegetables*, pp 2-3.
- Aydin N and Kadioglu A, (2001); Changes in the Chemical Composition, Polyphenol Oxidase and Peroxidase Activities During Development and Ripening of Medlar Fruits (*Mespilus germanica* L.). *Bulgarian Journal of Plant Physiology* 27: 85-92.
- Barboni T, Cannac M, Chiaramonti N, (2010); Effect of cold storage and ozone treatment on physicochemical parameters, soluble sugars and organic acids in *Actinidia deliciosa*. *Food Chemistry* 121: 946-951.
- Bautista-Baños S, Hernández-Lauzardo AN, Velázquez-del Valle MG, Hernández-López M, Ait Barka E, Bosquez-Molina E and Wilson CL, (2006); Chitosan as a potential natural compound to control pre and postharvest diseases of horticultural commodities. *Crop Protection* 25: 108-118.
- Bayindirli A, (2010); Introduction to enzymes. In: Bayindirli A (Ed.). *Enzymes in Fruit and Vegetable Processing - Chemistry and Engineering Applications*. CRC Press Taylor and Francis Group, New York, pp 1-18 (ISBN 978-1-4200-9434-3).
- Beirão-da-Costa S, Steiner A, Correia L, Empis J, Moldão-Martins M, (2006); Effects of maturity stage and mild heat treatments on quality of minimally processed kiwifruit. *Journal of Food Engineering* 76: 616-625.
- Benge JR, Silva HN, Banks NH, Jeffery PB, (2000); Empirical modelling of postharvest changes in the firmness of kiwifruit. *Postharvest Biology and Technology* 19: 211-220.
- Benhabiles MS, Salah R, Lounici H, Drouiche N, Goosen MFA, Mameri N, (2012); Antibacterial activity of chitin, chitosan and its oligomers prepared from shrimp shell waste. *Food Hydrocolloids* 29: 48-56.
- Bennett AB, Labavitch JM, (2008); Ethylene and ripening-regulated expression and function of fruit cell wall modifying proteins. *Plant Science* 175: 130-136.

- Ben-Yehoshua S, (2003); Effects of postharvest heat and UV applications in decay, chilling injury and resistance against pathogens on Citrus and other fruits and vegetables. *Acta Horticulturae* 599: 159-173.
- Bialeski RL, MacRae EA, (1999); Fruit growth and postharvest physiology. In: Atwell B, Kriedemann P, Turnbull C (Eds.). *Plants in Action: Adaptation in Nature, Performance in Cultivation*. Macmillan Education Australia Pty Ltd, South Yarra, pp 361-372 (ISBN 0 7329 4439 2).
- Boquete EJ, Trinchero GD, Fraschina AA, Vilella F, Sozzi GO, (2004); Ripening of 'Hayward' kiwifruit treated with 1-methylcyclopropene after cold storage. *Postharvest Biology and Technology* 32: 57-65.
- Boulton R, (1980); The relationship between total acidity, titratable acidity and pH in wine. *American Journal of Enology and Viticulture* 31: 76-80.
- Bradford MM, (1976); A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry* 72: 248-254.
- Brand-Williams W, Cuvelier ME, Berset C, (1995); Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie* 28: 25-30.
- Burdon J, Lallu N, Pidakala P, Barnett A, (2013); Soluble solids accumulation and postharvest performance of 'Hayward' kiwifruit. *Postharvest Biology and Technology* 80:1-8.
- Cao S, Zheng Y, Wang K, Jin P, Rui H, (2009); Methyl jasmonate reduces chilling injury and enhances antioxidant enzyme activity in postharvest loquat fruit. *Food Chemistry* 115: 1458-1463.
- Cazzonelli CI, (2011); Carotenoids in nature: insights from plants and beyond. *Functional Plant Biology* 38: 833-847.
- Caverzan A, Passaia G, Rosa SB, Ribeiro CW, Lazzarotto F, Margis-Pinheiro M, (2012); Plant responses to stresses: Role of ascorbate peroxidase in the antioxidant protection. *Genetics and Molecular Biology* 35: 1011-1019.
- Ceron-Garcia A, Vargas-Arispuro I, Aispuro-Hernandez E, Martinez-Tellez MA, (2012); Oligoglucan Elicitor Effects During Plant Oxidative Stress. In: Bubulya P (Ed.). *Cell Metabolism - Cell Homeostasis and Stress Response*. InTech, Ohio, pp. 1-12 (ISBN 978-953-307-978-3).
- Chaparzadeh N, Yavari B, (2013); Antioxidant responses of Golden delicious apple under cold storage conditions. *Iranian Journal of Plant Physiology* 4: 907-915.
- Chonga CH, Lawb CL, Figiel A, Wojdyło A, Oziębłowski M, (2013); Colour, phenolic content and antioxidant capacity of some fruits dehydrated by a combination of different methods. *Food Chemistry* 141: 3889-3896.
- Connor AM, Luby JJ, Hancock JF, Berkheimer S, Hanson EJ, (2002); Changes in fruit antioxidant activity among blueberry cultivars during cold-temperature storage. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50: 893-898.
- Crisosto CH, Crisosto GM, (2001); Understanding consumer acceptance of early harvested 'Hayward' kiwifruit. *Postharvest Biology and Technology* 22: 205-213.
- Crisosto G, Hasey JK, Zegbe JA, Crisosto CH, (2012); New quality index based on dry matter and acidity proposed for Hayward kiwifruit. *California Agriculture* 66: 70-75.

- Crisosto GM, Mitchell FG, Arpaia ML, Mayer G, (1984); The effect of growing location and harvest maturity on the storage performance of 'Hayward' kiwifruit. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 109: 584-587.
- Dąbrowska G, Kata A, Goc A, Szechynska-Hebda M, Skrzypek E, (2007); Characteristics of the Plant Ascorbate Peroxidase Family. *Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica* 49: 7-17.
- Danna CH, Bartoli CG, Sacco F, Ingala LR, Santa-María GE, Guiamet JJ, Ugalde RA, (2003); Thylakoid-Bound Ascorbate Peroxidase Mutant Exhibits Impaired Electron Transport and Photosynthetic Activity. *Plant Physiology* 132: 2116-2125.
- Du G, Li M, Ma F, Liang D, (2009); Antioxidant capacity and the relationship with polyphenol and Vitamin C in Actinidia fruits. *Food Chemistry* 113: 557-562.
- Fallik E, Grinberg S, Alkalai S, Yekutieli O, Wiseblum A, Regev R, Beres H, Bar-Lev E, (1999); A unique rapid hot water treatment to improve storage quality of sweet pepper. *Postharvest Biology and Technology* 15: 25-32.
- FAO, (1987); pH. In: *Site Selection for Aquaculture Chemical Features of Water*. FAO, Nigeria.
- FAO, (2003a); Fruits and Vegetables: an overview on socio-economical and technical issues. In: Mejía DJ (Ed.). *Handling and Preservation of Fruits and Vegetables by Combined Methods for Rural Areas*. FAO, Rome, pp 3-8 (ISBN 92-5-104861-4).
- FAO, (2003b); Food security: concepts and measurement. In: *Trade reforms and food security: Conceptualizing the linkages*. FAO, Rome, pp 25-29.
- FAO, (2014); Seeking end to loss and waste of food along production chain. <http://www.fao.org/in-action/seeking-end-to-loss-and-waste-of-food-along-production-chain/en/>, consultado no dia 22 de Maio de 2014.
- FAOSTAT, (2014a); http://faostat3.fao.org/faostat-gateway/go/to/browse/O/*/E, consultado no dia 22 de Maio de 2014.
- FAOSTAT, (2014b); <http://faostat3.fao.org/faostat-gateway/go/to/browse/Q/QC/E>, consultado no dia 22 de Maio de 2014.
- Ferguson IB, Gould K, (1999); Fruit growth and postharvest physiology. In: Atwell B, Kriedemann P, Turnbull C (Eds.). *Plants in Action: Adaptation in Nature, Performance in Cultivation*. Macmillan Education Australia Pty Ltd, South Yarra, pp 352 (ISBN 0 7329 4439 2).
- Fiorentino A, Mastellone C, D'Abrosca B, Pacifico S, Scognamiglio M, Cefarelli G, Caputo R, Monaco P, (2009); δ -Tocomenol: A new vitamin E from kiwi (*Actinidia chinensis*) fruits. *Food Chemistry* 115: 187-192.
- García-Ramos FJ, Valero C, Homer I, Ortiz-Cañavate J, Ruiz-Altisent M, (2005); Non-destructive fruit firmness sensors: a review. *Spanish Journal of Agricultural Research* 3: 61-73.
- Gerschenson LN, Rojas AM, Marangoni AG, (2001); Effects of processing on kiwi fruit dynamic rheological behaviour and tissue structure. *Food Research International* 34: 1-6.
- Ghaouth AEI, Ponnampalam R, Castaigne F, Arul J, (1992); Chitosan Coating to Extend the Storage Life of Tomatoes. *Hortscience* 27: 1016-1018.
- Ghasemnezhad M, Ghorbanalipour R, Shiri MA, (2013); Changes in Physiological Characteristics of Kiwifruit Harvested at Different Maturity Stages after Cold Storage. *Agriculturae Conspectus Scientificus* 78: 41-47.

- Gorinstein S, Haruenkit R, Poovarodom S, Park Y-S, Vearasilp S, Suhaj M, Hamg K-S, Heo B-G, Cho J-Y, Jang H G, (2009); The comparative characteristics of snake and kiwi fruits. *Food and Chemical Toxicology* 47: 1884-1891.
- Goula AM, Lazarides HN, (2012); Modeling of mass and heat transfer during combined processes of osmotic dehydration and freezing (Osmo-Dehydro-Freezing). *Chemical Engineering Science* 82: 52-61.
- Goulão LF, Almeida DPF, Oliveira CM, (2010); Effect of enzymatic reactions on texture of fruits and vegetables. In: Bayindirli A (Ed.). *Enzymes in Fruit and Vegetable Processing - Chemistry and Engineering Applications*. CRC Press Taylor and Francis Group, New York, pp 71-122 (ISBN 978-1-4200-9434-3).
- Goulão LF, Oliveira CM, (2008); Cell Wall modifications during fruit ripening: when a fruit is not the fruit. *Trends in Food Science & Technology* 19: 4-25.
- Goulão LF, Santos J, Sousa I, Oliveira CM, (2007); Patterns of enzymatic activity of cell wall-modifying enzymes during growth and ripening of apples. *Postharvest Biology and Technology* 43: 307-318.
- Guo Q, Wu B, Peng X, Wang J, Li Q, Jin J, Ha Y, (2014); Effects of chlorine dioxide treatment on respiration rate and ethylene synthesis of postharvest tomato fruit. *Postharvest Biology and Technology* 93: 9-14.
- Hadi MAME, Zhang F-J, Wu F-F, Zhou C-H, Tao J, (2013); Advances in Fruit Aroma Volatile Research. *Molecules* 18: 8200-8229.
- Heredia A, Botella MA and Valpuesta V, (2008); Partial demethylation of oligogalacturonides by pectin methyl esterase 1 is required for eliciting defence responses in wild strawberry (*Fragaria vesca*). *Plant Journal* 54: 43-55.
- Hetherington SE, (1999); Temperature: a driving variable for plant growth and development. In: Atwell B, Kriedemann P, Turnbull C (Eds.). *Plants in Action: Adaptation in Nature, Performance in Cultivation*. Macmillan Education Australia Pty Ltd, South Yarra, pp 451 (ISBN 0 7329 4439 2).
- Holderbaum DF, Kon T, Kudo T, Guerra MP, (2010); Enzymatic Browning, Polyphenol Oxidase Activity, and Polyphenols in Four Apple Cultivars: Dynamics during Fruit Development. *Hortscience* 45:1150-1154.
- Howlett B, (1999); Differentiation and gene expression. In: Atwell B, Kriedemann P, Turnbull C (Eds.). *Plants in Action: Adaptation in Nature, Performance in Cultivation*. Macmillan Education Australia Pty Ltd, South Yarra, pp 337-338 (ISBN 0 7329 4439 2).
- Iglesias I, Echeverría G, Lopez ML, (2012); Fruit color development, anthocyanin content, standard quality, volatile compound emissions and consumer acceptability of several 'Fuji' apple strains. *Scientia Horticulturae* 137: 138-147.
- Janisiewicz WJ, Tworowski TJ, Kurtzman CP, (2001); Biocontrol Potential of *Metchnikowia pulcherrima* Strains Against Blue Mold of Apple. *Phytopathology* 91: 1098-108.
- Kader A, Siddiq M, (2012); Introduction and Overview. In: Siddiq M (Ed.). *Tropical and Subtropical Fruits Postharvest Physiology, Processing and Packaging*. Wiley-Blackwell, Iowa, West Sussex, Oxford, pp 3 (ISBN 978-0-8138-1142-0).
- Kadioglu A, Yaveu I, (1997); Changes in the Chemical Content and Polyphenol Oxidase Activity during Development and Ripening of Cherry Laurel Fruits. *Phyton* 37: 241-251.

- Karabulut OA, Baykal N, (2002); Evaluation of the use of microwave power for the control of postharvest diseases of peaches. *Postharvest Biology and Technology* 26: 237-240.
- Keegstra K, (2010); Future Perspectives in Plant Biology: Plant Cell Walls. *Plant Physiology*, 154: 483-486.
- Khanedan N; Motalebi AA, Khanipour AA, koochekian sabour A, Seifzadeh M, Hasanzati rostami A, (2011); Effects of different concentrations of Sodium alginate as an edible film on chemical changes of dressed Kilka during frozen storage. *Iranian Journal of Fisheries Sciences* 10: 654-662.
- Kong M, Chen XG, Xing K, Park HJ, (2010); Antimicrobial properties of chitosan and mode of action: A state of the art review. *International Journal of Food Microbiology* 144: 51-63.
- Krupa T, Latocha P, Liwińska A (2011); Changes of physicochemical quality, phenolics and vitamin C content in hardy kiwifruit (*Actinidia arguta* and its hybrid) during storage. *Scientia Horticulturae* 130: 410-417.
- Lee YJ, Shin SD, Kwon OW, Park WH, Choi HG, Lee YR, Han SS, Noh SK, Lyoo WS (2007); Preparation of Atactic Poly(vinyl alcohol)/Sodium Alginate Blend Nanowebs by Electrospinning. *Journal of Applied Polymer Science*, 106: 1337-1342.
- León K, Mery D, Pedreschi F, León J, (2006); Color measurement in L* a* b* units from RGB digital images. *Food Research International* 39: 1084-109.
- Leontowicz M, Jesiona I, Leontowicz H, Park Y-S, Namiesnik J, Jastrzebski Z, Katrich E, Tashma Z, Gorinstein S, (2014); Bioactivity and bioavailability of minerals in rats loaded with cholesterol and kiwi fruit. *Microchemical Journal* 114: 148-154.
- Lespinard AR, Bambicha RR, Mascheroni RH, (2012); Quality parameters assessment in kiwi jam during pasteurization. Modelling and optimization of the thermal process. *Food and Bioproducts Processing* 90: 799-808.
- Li L, Steffens JC, (2002); Overexpression of polyphenol oxidase in transgenic tomato plants results in enhanced bacterial disease resistance. *Planta* 215: 239-247.
- Lidon FC, Ramalho JC, Pais IP, Ramos AP, Santos MJ, Arrabaça JD, Barreiro MG, (2012); Fungistatic action of *Aureobasidium pullulans* on *Penicillium expansum* in “Rocha” pear: implications for oxidative stress during fruit storage. *International Journal of Pest Management* 58: 41-52.
- Luengwilai K, Beckles DM, Saltveit ME, (2012); Chilling-injury of harvested tomato (*Solanum Lycopersicum* L.) cv. Micro-Tom fruit is reduced by temperature pre-treatments. *Postharvest Biology and Technology* 63:123-128.
- Lurie S, Crisosto CH, (2005); Chilling injury in peach and nectarine. *Postharvest Biology and Technology* 37: 195-208.
- Ma J, Lin Y, Chen X, Zhao B, Zhang J, (2014); Flow behavior, thixotropy and dynamical viscoelasticity of sodium alginate aqueous solutions. *Food Hydrocolloids* 38: 119-128.
- Ma L, Li Y, Yu C, Wang Y, Li X, Li N, Chen Q, Bu N, (2012); Alleviation of exogenous oligochitosan on wheat seedlings growth under salt stress. *Protoplasma* 249: 393-399.
- Ma LJ, Li XM, Bu N, Li N, (2010); An alginate-derived oligosaccharide enhanced wheat tolerance to cadmium stress. *Plant Growth Regulation* 62:71-76.
- Manolopoulou H, Papadopoulou P, (1998); A study of respiratory and physico-chemical changes of four kiwi fruit cultivars during cool-storage. *Food Chemistry* 63: 529-534.

- Martins D, English AM, (2014); Catalase activity is stimulated by H₂O₂ in rich culture medium and is required for H₂O₂ resistance and adaptation in yeast. *Redox Biology* 2308-313.
- Marsh K, Attanayake S, Walker S, Gunson A, Boldingh H, MacRae E, (2004); Acidity and taste in kiwifruit. *Postharvest Biology and Technology* 32: 159-168.
- Matthes A, Schmitz-Eiberger M, (2009); Polyphenol content and antioxidant capacity of apple fruit: effect of cultivar and storage conditions. *Journal of Applied Botany and Food Quality* 82:152-157.
- Mayer AM, (2006); Polyphenol oxidases in plants and fungi: Going places? A review. *Phytochemistry* 67: 2318-2331.
- McGuire RG, (1992); Reporting of Objective Color Measurements. *HortScience* 27: 1254-1255.
- Megías Z, Martínez C, Manzano S, Barrera A, Rosales R, Valenzuela JL, Garrido D, Jamilena M, (2014); Cold-induced ethylene in relation to chilling injury and chilling sensitivity in the non-climacteric fruit of zucchini (Cucurbita pepo L.). *Food Science and Technology* <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2013.12.044>.
- Meier R, Tomizaki T, Schulze-Briese C, Baumann U, Stocker A, (2003); The Molecular Basis of Vitamin E Retention: Structure of Human α -Tocopherol Transfer Protein. *Journal of Molecular Biology* 331: 725-734.
- Miller G, Suzuki N, Ciftci-Yilmaz S, Mittler R, (2010); Reactive oxygen species homeostasis and signaling during drought and salinity stresses. *Food Chemistry* 115: 1458-1463.
- Mitchell FG, (1994); Harvest and postharvest handling: Composition, Maturity and Quality. In: *Kiwifruit Growing and Handling*. University of California Division of Agriculture and Natural Resources, California, pp 94 (ISBN 1-879906-04-X).
- Mohammadi A, Rafiee S, Emam-Djomeh Z, Keyhani A, (2008); Kinetic Models for Colour Changes in Kiwifruit Slices During Hot Air Drying. *World Journal of Agricultural Sciences* 4: 376-383.
- Mondal K, Malhotra SP, Jain V, Singh R, (2009); Oxidative stress and antioxidant systems in Guava (Psidium guajava L.) fruits during ripening. *Physiology and Molecular Biology of Plants* 15: 327-334.
- Moneruzzaman KM, Hossain ABMS, Sani W, Saifuddin M, (2008); Effect of Stages of Maturity and Ripening Conditions on the Biochemical Characteristics of Tomato. *American Journal of Biochemistry and Biotechnology* 4: 336-344.
- Naeem M, Idrees M., Aftab T, Khan MMA, Moinuddin, Varshney L, (2011); Irradiated sodium alginate improves plant growth, physiological activities and active constituents in Mentha arvensis L. *Journal of Applied Pharmaceutical Science* 2: 28-35.
- Natale CD, Macagnano A, Paolesse R, Mantini A, Tarizzo E, D'Amico A, Sinesio F, Bucarelli FM, Moneta E, Quaglia GB, (1998); Electronic nose and sensorial analysis: comparison of performances in selected cases. *Sensors and Actuators B: Chemical* 50: 246-252.
- Naqvi SMS, Batool I, Farooq MU, Deebea F, Hyder MZ, Mahmood T, (2013); Polyphenol Oxidase Activities in Wheat (Triticum Aestivum L.). *Pakistan Journal of Botany* 45: 407-410.
- Ngcobo MEK, Delele MA, Opara UL, Meyer CJ, (2013); Performance of multi-packaging for table grapes based on airflow, cooling rates and fruit quality. *Journal of Food Engineering* 116: 613-621.

- Oms-Oliu G, Soliva-Fortuny, Martín-Belloso RO, (2008); Using polysaccharide-based edible coatings to enhance quality and antioxidant properties of fresh-cut melon. *LWT - Food Science and Technology* 41: 1862-1870.
- Osorio S, Scossa F, Fernie AR, (2013); Molecular regulation of fruit ripening. *Frontiers in Plant Science* 14: 4-198.
- Palma JM, Corpas FJ, Río LA, (2011); Proteomics as an approach to the understanding of the molecular physiology of fruit development and ripening. *Journal of Proteomics* 74: 1230-1243.
- Palou L, Smilanick JL, Crisosto CH, Mansour M, Plaza P, (2003); Ozone gas penetration and control of the sporulation of *Penicillium digitatum* and *Penicillium italicum* within commercial packages of oranges during cold storage. *Crop Protection* 22: 1131-1134.
- Palou L, Usall J, Smilanick JL, Aguilar MJ, Viñas I, (2002); Evaluation of food additives and low-toxicity compounds as alternative chemicals for the control of *Penicillium digitatum* and *Penicillium italicum* on citrus fruit. *Pest Management Science* 58:459-66.
- Perotti VE, Moreno AS, Podestá FE, (2014); Physiological aspects of fruit ripening: The mitochondrial connection. *Mitochondrion* 17: 1-6.
- Prasanna V, Prabha TN, Tharanathan RN, (2007); Fruit Ripening Phenomena - An Overview. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 47:1-19.
- Raimbault A-K, Marie-Alphonsine P-A, Horry J-P, Francois-Haugrin M, Romuald K, Soler A, (2011); Polyphenol Oxidase and Peroxidase Expression in Four Pineapple Varieties (*Ananas comosus* L.) after a Chilling Injury. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59: 342-348.
- Ridley BL, O'Neill MA, Mohnen D, (2001); Pectins: structure, biosynthesis, and oligogalacturonide-related signaling. *Phytochemistry* 57: 929-967.
- Ringer SR, (2008); Uma perspectiva global do desenvolvimento das plantas. In: Gilbert SF (Ed.). *Biologia do desenvolvimento*. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa, pp 751-791 (ISBN 978-972-31-1216-0).
- Sârbu C, Naşcu-Briciu RD, Kot-Wasik A, Gorinstein S, Wasik A, Namieśnik J, (2012); Classification and fingerprinting of kiwi and pomelo fruits by multivariate analysis of chromatographic and spectroscopic data. *Food Chemistry* 130: 994-1002.
- Seifert GJ, Blaukopf C, (2010); Update on Cell Wall Signaling. Irritable Walls: The Plant Extracellular Matrix and Signaling. *Plant Physiology* 153: 467-478.
- Senevirathne M, Jeon Y-J, Kim Y-T, Park P-J, Jung W-K, Ahn C-B, Je J-Y, (2012); Prevention of oxidative stress in Chang liver cells by gallic acid-grafted-chitosans. *Carbohydrate Polymers* 87: 876-880.
- Shen W, Hsieh Y-L, (2014); Biocompatible sodium alginate fibers by aqueous processing and physical crosslinking. *Carbohydrate Polymers* 102: 893-900.
- Shi S, Wang W, Liu L, Wu S, Wei Y, Li W, (2013); Effect of chitosan/nano-silica coating on the physicochemical characteristics of longan fruit under ambient temperature. *Journal of Food Engineering* 118: 125-131.
- Singh-Ackbarali D, Maharaj R, (2014); Sensory Evaluation as a Tool in Determining Acceptability of Innovative Products Developed by Undergraduate Students in Food Science and Technology at The University of Trinidad and Tobago. *Journal of Curriculum and Teaching* 3: 1 doi:10.5430/jct.v3n1p10.

- Singletary K, (2012); Kiwifruit Overview of Potential Health Benefits. *Nutrition Today* 47: 133-147.
- Sivakumar D, Bautista-Baños S, (2014); A review on the use of essential oils for postharvest decay control and maintenance of fruit quality during storage. *Crop Protection* 64: 27-37.
- Smilanick JL, Margosan DA, Mlikota F, Usall J, Michael IF, (1999); Control of citrus green mold by carbonate and bicarbonate salts and the influence of commercial postharvest practices on their efficacy. *Plant Disease* 83: 139-145.
- Sooch BS, Kauldhar BS, Puri M, (2014); Recent insights into microbial catalases: Isolation, production and purification. *Biotechnology Advances* 32: 1429-1447.
- Soufleros EH, Pissa I, Petridis D, Lygerakis M, Mermelas K, Boukouvalas G, Tsimitakis E, (2001); Instrumental analysis of volatile and other compounds of Greek kiwi wine; sensory evaluation and optimization of its composition. *Food Chemistry* 75: 487-500.
- Souza EL, Souza ALK, Tiecher A, Girardi CL, Nora L, Silva JA, Argenta LC, Rombaldi CV, (2011); Changes in enzymatic activity, accumulation of proteins and softening of persimmon (*Diospyros kaki* Thunb.) flesh as a function of pre-cooling acclimatization. *Scientia Horticulturae* 127: 242-248.
- Stone H, Sidel JL, (2004); Defining Sensory Evaluation. In: Stone H, Sidel JL (Eds.). *Sensory Evaluation Practices*. Elsevier Academic Press, USA, pp 13 (ISBN 978-0-12-672690-9).
- Strik B, (2004a); Harvest, Handling and Storage of Kiwifruit. In: *Growing Kiwifruit*. Pacific Northwest Extension, Oregon, pp 21-23.
- Strik B, (2004b); Introduction. In: *Growing Kiwifruit*. Pacific Northwest Extension, Oregon, pp 1-2.
- Sudhakar C, Lakshmi A, Giridarakumar S, (2001); Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. *Plant Science* 161: 613-619.
- Swain T, Hillis WE, (1959); The phenolic constituents of *Prunus domestica*. I. - The quantitative analysis of phenolic constituents. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 10: 63-68.
- Tabela da Composição dos Alimentos do Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge, (2014); <http://www.insa.pt/sites/INSA/Portugues/AreasCientificas/AlimentNutricao/AplicacoesOnline/TabelaAlimentos/PesquisaOnline/Paginas/DetalheAlimento.aspx?ID=IS657>, consultado no dia 5 de Abril de 2014.
- Talens P, Escriche I, Martínez-Navarrete N, Chiralt A, (2003); Influence of osmotic dehydration and freezing on the volatile profile of kiwi fruit. *Food Research International* 36: 635-642.
- Tavarini S, Degl'Innocenti E, Remorini D, Massai R, Guidi L, (2008); Antioxidant capacity, ascorbic acid, total phenols and carotenoids changes during harvest and after storage of Hayward kiwifruit. *Food Chemistry* 107: 282-288.
- Tran DL, Pham GD, Nguyen XP, Vu DH, Nguyen NT, Tran VH, Mai TTT, Nguyen HB, Le QD, Nguyen TN, Ba TC, (2011); Some biomedical applications of chitosan-based hybrid nanomaterials. *Advances in Natural Sciences: Nanoscience and Nanotechnology* 2 doi:10.1088/2043-6262/2/4/045004.

- Tzortzakis NG, (2007); Maintaining postharvest quality of fresh produce with volatile compounds. *Innovative Food Science & Emerging Technologies* 8: 111-116.
- UNECE, (2008); Provisions Concerning Quality (Minimum maturity requirements). In: United Nations (Ed.). *UNECE STANDARD FFV-46 concerning the marketing and commercial quality control of kiwifruit*, New York and Geneva, pp 4.
- Vaclavik VA, Christian EW, (2008a); Food Safety. In: Vaclavik VA, Christian EW (Eds.). *Essentials of food science*. Springer, Texas, pp 381-392 (ISBN 978-0-387-69939-4).
- Vaclavik VA, Christian EW, (2008b); Vegetables and Fruits. In: Vickie A. Vaclavik, Elizabeth W. Christian (Eds.). *Essentials of food science*. Springer, Texas, pp 121-123, 136-137 (ISBN 978-0-387-69939-4).
- Vaclavik VA, Christian EW, (2008c); Evaluation of Food Quality. In: Vickie A. Vaclavik, Elizabeth W. Christian (Eds.). *Essentials of food science*. Springer, Texas, pp 3-13 (ISBN 978-0-387-69939-4).
- Vaclavik VA, Christian EW, (2008d); Fat and Oil Products. In: Vickie A. Vaclavik, Elizabeth W. Christian (Eds.). *Essentials of food science*. Springer, Texas, pp 275 (ISBN 978-0-387-69939-4).
- Verma S, Singh A, Mishra A, (2013); Gallic acid: Molecular rival of cancer. *Environmental Toxicology and Pharmacology* 35: 473-485.
- Wang B, Wang J, Liang H, Yi J, Zhang J, Lin L, Wu Y, Feng X, Cao J, Jiang W, (2008); Reduced chilling injury in mango fruit by 2,4 dichlorophenoxyacetic acid and the antioxidante response. *Postharvest Biology and Technology* 48: 172-181.
- WFS, (1996); World Food Summit Plan of Action. In: FAO Corporate Document Repository (Ed.). *Rome Declaration on World Food Security and World Food Summit Plan of Action*, Rome.
- Wilson CL, El Ghaouth A, Upchurch B, Stevens C, Khan V, Droby S, Chalutz E, (1997); Using an online UV-C apparatus to treat harvested fruit for controlling postharvest decay. *HortTechnology* 7: 278-282.
- Wu C-S, Gao Q-H, Guo X-D, Yu J-G, Wang M; (2012); Effect of ripening stage on physicochemical properties and antioxidant profiles of a promising table fruit “pear-jujube” (*Zizyphus jujuba* Mill.). *Scientia Horticulturae* 148: 177-184.
- Xie L, Ye X, Liu D, Ying Y, (2011); Prediction of titratable acidity, malic acid, and citric acid in bayberry fruit by near-infrared spectroscopy. *Food Research International* 44: 2198-2204.
- Yang Q, Rao J, Yi S, Meng K, Wu J, Hou Y, (2012); Antioxidant Enzyme Activity and Chilling Injury during Low-temperature storage of Kiwifruit cv. Hongyang Exposed to Gradual Postharvest Cooling. *Horticulture, Environment and Biotechnology* 53: 505-512.
- Yao H, Tian S, (2005); Effects of pre- and post-harvest application of salicylic acid or methyl jasmonate on inducing disease resistance of sweet cherry fruit in storage. *Postharvest Biology and Technology* 35: 253-262.
- Yoon C-H, Chung S-J, Lee S-W, Park Y-B, Lee S-K, Park M-C, (2013); Gallic acid, a natural polyphenolic acid, induces apoptosis and inhibits proinflammatory gene expressions in rheumatoid arthritis fibroblast-like synoviocytes. *Joint Bone Spine* 80: 274-279.
- Yoruk R, Marshall MR, (2003); Physicochemical Properties and Function of Plant Polyphenol Oxidase: A Review. *Journal of Food Biochemistry* 27: 361-422.

- Yue W, (2014); Prevention of browning of depolymerized chitosan obtained by gamma irradiation. *Carbohydrate Polymers* 101: 857-863.
- Zámocký M, Koller M, (1999); Understanding the structure and function of catalases: clues from molecular evolution and in vitro mutagenesis. *Progress in Biophysics & Molecular Biology* 72: 19-66.
- Zeng K, Deng Y, Ming J, Deng L, (2010); Induction of disease resistance and ROS metabolism in navel oranges by chitosan. *Scientia Horticulturae* 126: 223-228.
- Zhu Z, Wei G, Li J, Qian Q, Yu J, (2004); Silicon alleviates salt stress and increases antioxidant enzymes activity in leaves of salt-stressed cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Plant Science* 167: 527-533.

ANEXO 1

(Tabelas de cores representativas das cores reais dos kiwis)

Tabela A: Tabela com as cores representativas dos kiwis em estado de maturação menos avançado, obtidas a partir dos três parâmetros de cor da pele e da polpa calculados (L^* , saturação e matiz), para todos os tempos e tratamentos à temperatura ambiente.















Kiwis em estado de maturação menos avançado			Kiwis em estado de maturação menos avançado		
Temperatura ambiente - Cor da pele			Temperatura ambiente - Cor da polpa		
Tempo (dias)	Tratamento	Cores	Tempo (dias)	Tratamento	Cor
0	Sub-Lote		0	Sub-Lote	
7	Controlo		7	Controlo	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	
14	Controlo		14	Controlo	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	

Tabela B: Tabela com as cores representativas dos kiwis em estado de maturação menos avançado, obtidas a partir dos três parâmetros de cor da pele e da polpa calculados (L^* , saturação e matiz), para todos os tempos e tratamentos à temperatura de refrigeração (1°C).















Kiwis em estado de maturação menos avançado			Kiwis em estado de maturação menos avançado		
Refrigeração 1°C - Cor da pele			Refrigeração 1°C - Cor da polpa		
Tempo (dias)	Tratamento	Cor	Tempo (dias)	Tratamento	Cor
0	Sub-Lote		0	Sub-Lote	
28	Controlo		28	Controlo	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	
56	Controlo		56	Controlo	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	

Tabela C: Tabela com as cores representativas dos kiwis em estado de maturação mais avançado, obtidas a partir dos três parâmetros de cor com e sem pele calculados (L^* , saturação e matiz), para todos os tempos e tratamentos à temperatura de ambiente.













































Kiwis em estado de maturação mais avançado			Kiwis em estado de maturação mais avançado		
Temperatura ambiente - Cor da pele			Temperatura ambiente - Cor da polpa		
Tempo (dias)	Tratamento	Cor	Tempo (dias)	Tratamento	Cor
0	Sub-Lote		0	Sub-Lote	
14	Controlo		14	Controlo	
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)			Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)			Polissacáridos de quitosano (0,5%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	
28	Controlo		28	Controlo	
	Polissacáridos de alginato de sódio (1%)			Polissacáridos de alginato de sódio (1%)	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (1%)	
	Polissacáridos de quitosano (0,5%)			Polissacáridos de quitosano (0,5%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (0,5%)	

Tabela D: Tabela com as cores representativas dos kiwis em estado de maturação mais avançado, obtidas a partir dos três parâmetros de cor da pele e da polpa calculados (L^* , saturação e matiz), para todos os tempos e tratamentos à temperatura de refrigeração (1°C).

Kiwis em estado de maturação mais avançado			Kiwis em estado de maturação mais avançado		
Refrigeração 1°C - Cor da pele			Refrigeração 1°C - Cor da polpa		
Tempo (dias)	Tratamento	Cor	Tempo (dias)	Tratamento	Cor
0	Sub-Lote		0	Sub-Lote	
35	Controlo		35	Controlo	
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)			Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	
	Polissacáridos de quitosano (1%)			Polissacáridos de quitosano (1%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	
53	Controlo		53	Controlo	
	Polissacáridos de alginato de sódio (2%)			Polissacáridos de alginato de sódio (2%)	
	Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)			Oligossacáridos derivados de alginato de sódio (2%)	
	Polissacáridos de quitosano (1%)			Polissacáridos de quitosano (1%)	
	Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)			Oligossacáridos derivados de quitosano (1%)	

ANEXO 2

(Exemplar da ficha da análise sensorial)

Ficha da análise sensorial

Local da prova: _____	Provador nº _____	Data ____/____/____
Idade: ____ Sexo: F M		

1. Compare as amostras, para cada parâmetro de qualidade alimentar identificado e complete as tabelas, de acordo com a legenda. No caso das tabelas com Sim/Não coloque um círculo à volta da sua resposta.

Cor	
Amostra A	
Amostra B	
Amostra C	
Amostra D	
Amostra E	

1 – Muito apelativa; 2 - Apelativa; 3 – Pouco apelativa; 4 – Repulsiva; 5 – Muito repulsiva.

Aroma	Consoante o seu aspeto era este aroma que esperava?
Amostra A	Sim/Não
Amostra B	Sim/Não
Amostra C	Sim/Não
Amostra D	Sim/Não
Amostra E	Sim/Não

1 – Muito agradável; 2 – Agradável; 3 – Pouco agradável; 4 – Desagradável; 5 – Muito desagradável.

Textura	
Firmeza (a)	Suculência (b)
Amostra A	
Amostra B	
Amostra C	
Amostra D	
Amostra E	

(a) (b)

1 – Muito agradável; 2 – Agradável; 3 – Pouco agradável; 4 – Desagradável; 5 – Muito desagradável.

Sabor		Consoante o seu aspeto era este sabor que esperava?
Acidez (a)	Doçura (b)	
Amostra A		Sim/Não
Amostra B		Sim/Não
Amostra C		Sim/Não
Amostra D		Sim/Não
Amostra E		Sim/Não

(a) (b)

1 – Muito agradável; 2 – Agradável; 3 – Pouco agradável; 4 – Desagradável; 5 – Muito desagradável.

2. Coloque a sua preferência por ordem decrescente (1 – Amostra que mais gosta; 5 - Amostra que menos gosta):

Preferência
Amostra A
Amostra B
Amostra C
Amostra D
Amostra E

Comentários: _____

